



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Medicina Veterinaria

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

**Uso del agua de coco (cocos nucifera) como terapia
electrolítica intravenosa en caninos deshidratados**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Yamili Jarumi MENDOZA QUIROZ

ASESOR

Juan ESPINOZA BLANCO

Lima, Perú

2017



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

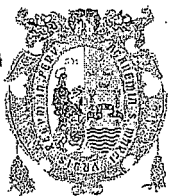
<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Mendoza Y. Uso del agua de coco (cocos nucifera) como terapia electrolítica intravenosa en caninos deshidratados [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2017.

1169



Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú, Decana de América
Facultad de Medicina Veterinaria
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria



361
10/12
58

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día **miércoles 28 de junio del 2017**, a las **11:00 horas**, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° 0146-EPMV/FMV-2017, integrado por los siguientes profesores:

OLGA MIRTHA LI ELÍAS	Presidente del Jurado
JUAN ESPINOZA BLANCO	Asesor de la Tesis
DIEGO DIAZ COAHILA	Miembro del Jurado
CÉSAR LÁZARO DE LA TORRE	Miembro del Jurado

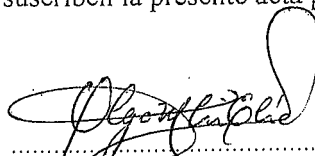
Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, la Bachiller Doña: **MENDOZA QUIROZ, YAMILI JARUMI**, para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

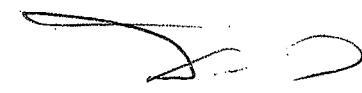
“USO DE AGUA DE COCO (*Cocos nucifera*) COMO TERAPIA ELECTROLÍTICA INTRAVENOSA EN CANINOS DESHIDRATADOS”

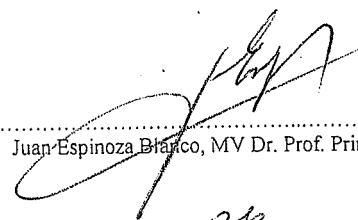
Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria de la Asesora de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **DIECINUEVE (19)**.


Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **12:00 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:


Olga Mirtha Li Elías, Q.F. Mg. Prof. Principal, D.E.


Diego Díaz Coahila, MV. Prof. Asociado D.E.


Juan Espinoza Blanco, MV Dr. Prof. Principal D.E.


César Lázaro de la Torre, MV Dr. Prof. Auxiliar T.C.

DEDICATORIA

Con todo mi cariño para mi abuelita Eugenia, por motivarme a seguir adelante cada mañana, y siempre preocuparse por mi salud y alimentación.

A mis padres, Ana y Vicente, por ser un ejemplo de esfuerzo, trabajo, sacrificio, superación y apoyarme en cada decisión que he tomado.

A Marysol, Alondra, Luz y Puki, por su incondicional compañía y cariño.

AGRADECIMIENTO

A la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, por darme la oportunidad de estudiar y ser una profesional.

A los docentes del Laboratorio de Farmacología y Toxicología Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos y al Hospital Veterinario Central del Ejército por brindarme el apoyo y las facilidades para desarrollar la tesis.

A Javier J., Sebastián N., Elvis D., los sargentos Arpazi y Maraví, por su colaboración durante el muestreo y por su amistad.

A Deysi M., Miguel, Grecia y Álvaro por ayudarme con el procesamiento de las muestras cuando me veían agotada.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
RESUMEN	vii
ABSTRACT	viii
Lista de cuadros	ix
Lista de figuras	x
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	2
2.1. El coco	2
2.1.1. Clasificación	2
2.1.1.1. Gigantes	3
2.1.1.2. Enanos	3
2.1.1.3. Híbridos	3
2.1.2. Partes	4
2.2. El agua de coco	4
2.2.1. Composición	4
2.2.2. Usos en reposición electrolítica	6
2.2.3. Otros usos	9
2.3. Fisiología del equilibrio de fluidos en perros	9
2.3.1. Distribución de fluidos corporales	9
2.3.2. Distribución de solutos corporales	10
2.3.3. Intercambio de agua entre los espacios de líquido intracelular y extracelular	11

2.3.4. Intercambio de agua entre el plasma y los espacios intersticiales	13
2.3.5. Homeostasis	13
2.3.6. Pérdidas de agua	14
2.3.7. Ingestión de agua	15
2.3.8. Necesidades de agua	16
2.4. Evaluación del grado de hidratación en perros	17
2.5. Efecto de la deshidratación en la composición electrolítica en perros	18
III. MATERIALES Y MÉTODOS	19
3.1. Materiales	19
3.1.1. Animales experimentales	19
3.2. Métodos	19
3.2.1. Diseño experimental	19
3.3. Obtención y extracción del agua de coco	20
3.4. Evaluación <i>in vitro</i> del agua de coco	20
3.4.1 Esterilidad	20
3.4.2 Isotonicidad	21
3.5. Evaluación <i>in vivo</i> del agua de coco en ratas	22
3.6. Evaluación <i>in vivo</i> del agua de coco en perros sin actividad física	22
3.6.1. Aplicación del agua de coco y obtención de las muestras	22
3.6.2. Procesamiento de muestras	23
3.6.2.1. Recuento de glóbulos rojos	23
3.6.2.2. Determinación de la concentración de la hemoglobina	24
3.6.2.3. Determinación del paquete celular o hematocrito	24

3.6.2.4. Índices eritrocitarios	24
3.6.2.5. Recuento total de leucocitos	25
3.6.2.6. Recuento de trombocitos	25
3.7. Evaluación <i>in vivo</i> del agua de coco en perros con actividad física	26
3.7.1. Aplicación del agua de coco y obtención de las muestras	26
3.7.2. Análisis y procesamiento de muestras	26
3.7.3. Monitoreo de las constantes fisiológicas	27
3.8. Análisis estadístico	28
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
V. CONCLUSIONES	41
VI. RECOMENDACIONES	42
VI. LITERATURA CITADA	43
VII. APÉNDICE	53

Resumen

El presente trabajo tiene como objetivo la evaluación de la utilización del agua de coco (AC) en perros. Con esta finalidad, en una primera etapa se evaluó la esterilidad de 10 cocos (*Cocos nucifera*) mediante el recuento de Bacterias Mesófilas Aeróbicas Totales (BMAT) e isotonicidad. En una segunda etapa se evaluó el hemograma en ratas (n=10) a las 24 h post aplicación de 10 mL de AC por vía intraperitoneal y se comparó con ratas control (n=10) que recibieron 10 mL de cloruro de sodio al 0,9%. Posteriormente, el AC fue aplicada vía endovenosa en perros que no realizaron actividad física (n=20), evaluándose valores hematológicos antes y después de su aplicación. Finalmente, se aplicó en perros sometidos al ejercicio (n=20), evaluándose el hematocrito, pH, cloro y sodio, antes y después de la aplicación de AC; además se midieron las constantes fisiológicas al inicio, a los 15, 30, 45, 60 minutos durante y 30 minutos después de la fluidoterapia. Los resultados muestran que el AC era estéril e isotónico. No hubo alteraciones significativas en los hemogramas en las ratas del grupo control y tratadas con AC. Asimismo, el primer grupo de perros tratados con AC no evidenció cambios en el hemograma a las 24 horas post aplicación. En los perros sometidos al ejercicio, el volumen administrado logró diluir el plasma y reducir el hematocrito a los 30 minutos post aplicación, no influyó en el pH ni en los niveles de cloro, sin embargo, afectó de forma negativa los niveles de sodio.

Palabras clave: agua de coco, perros, hemograma, electrolitos, constantes fisiológicas

Abstract

The present work aims at the assessment of the use of the water of coconut (WC) in dogs. For this purpose, a first stage evaluated the sterility of 10 coconuts (*Cocos nucifera*) by the count of bacterias mesophilic aerobic total (BMAT) and isotonicidad. In a second stage was evaluated the hemogram in rats (n = 10) at 24 h post application of 10 mL of WC intraperitoneally and compared with control rats (n = 10) who received 10 mL of 0.9% sodium chloride. Subsequently, the WC was applied intravenously in dogs that did not carry out physical activity (n = 20), evaluating hematological values before and after application. Finally, applied in dogs undergoing exercise (n = 20), evaluating the hematocrit, pH, chlorine and sodium, before and after the application of WC; In addition were measured physiological constants at the beginning, to the 15, 30, 45, 60 minutes during and 30 minutes after the fluid therapy. The results show that the WC was sterile and isotonic. There was no significant disorders in hemogram of the control group and treated rats with WC. In addition, the first group of dogs treated with WC not evidenced changes in hemogram 24 hours post application. In dogs undergoing exercise, volume delivered managed to dilute the plasma and reduce the hematocrit to 30 minutes post application, it did not influence the pH or chlorine levels, however, affected negatively the levels of sodium.

Key words: water coconut, dogs, hemogram, electrolytes, physiological constants

Lista de cuadros

Cuadro 1. Resultados del análisis bacteriológico del agua de coco (*)	29
Cuadro 2. Resultados de la prueba de isotonicidad del agua de coco.....	30
Cuadro 3. Resultados de la evaluación hematológica en ratas albinas (Holtzman) a las 24 horas post suplementación intraperitoneal de NaCl 0.85% (control) y agua de coco (tratamiento).	31
Cuadro 4. Resultados de la evaluación hematológica antes y 24 horas después de finalizada la suplementación intravenosa de agua de coco en perros adultos que no realizaron actividad física.	32
Cuadro 5. Resultados de la evaluación plasmática antes, 30 minutos y 24 horas después de finalizada la suplementación intravenosa de agua de coco en perros que realizaron actividad física.	33

Lista de figuras

Figura 1. Efecto del agua de coco sobre los parámetros hematológicos 24 horas post- suplementación con agua de coco en perros.....	37
Figura 2. Efecto del agua de coco sobre los valores electrolíticos en perros adultos sometidos al ejercicio.....	38
Figura 3. Efecto del agua de coco sobre el hematocrito y el pH en perros adultos sometidos al ejercicio... ..	38
Figura 4. Variación de la frecuencia cardiaca (promedio \pm desviación estándar) durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio..	39
Figura 5. Variación de la frecuencia respiratoria (promedio \pm desviación estándar) durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio..	39
Figura 6. Variación de la temperatura rectal (promedio \pm desviación estándar) durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio	40
Figura 7. Relación entre las constantes fisiológicas durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio	40

I. INTRODUCCIÓN

Dada la importancia del agua y los electrolitos sanguíneos para la supervivencia, el mantenimiento y el funcionamiento adecuado de órganos y tejidos, la fluidoterapia es esencial en el tratamiento de pacientes con deshidratación. Al corregir la deshidratación y tratar la hipovolemia se permite recuperar el intercambio de agua entre los espacios intravascular, intersticial e intracelular, mantener la regulación de la presión sanguínea en límites adecuados, adecuar el equilibrio hemodinámico a las necesidades orgánicas, restaurar el equilibrio electrolítico, el pH sanguíneo y tisular e incluso regular la temperatura corporal.

La composición del agua de coco la convierte en una solución polielectrolítica capaz de corregir cuadros de deshidratación. En la actualidad, existen diversos reportes exitosos del uso del agua de coco por vía oral e intravenosa tanto en humanos como en animales, lo cual hace interesante evaluar los cambios que produce la administración del agua de coco a nivel celular y electrolítico en la sangre, utilizando como modelos experimentales a los perros.

A lo largo de su vida, los perros son susceptibles a diversos cuadros de deshidratación y desbalances electrolíticos ocasionados por las altas temperaturas ambientales, el inadecuado suministro de agua, el exceso de ejercicio, enfermedades gastrointestinales que cursen con vómitos y diarreas, entre otros. Por ello, el objetivo del estudio fue evaluar el uso del agua de coco como terapia electrolítica intravenosa en perros.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. El coco

El coco (*Cocos nucifera*) es un fruto que proviene de la palma de coco o cocotero, planta monocotiledónea que pertenece a la familia Palmaceae, al género Cocos y a la especie nucifera (Baraona M. y Sancho E. 1992). Para su crecimiento requiere un clima cálido y húmedo (trópicos y subtrópicos), una temperatura ambiental media entre 20-28°C, una precipitación anual media de 1000-1500 mm una altitud entre 520 y 900 msnm. Esta especie es exótica para Perú y probablemente fue originaria de las islas de la región Indo-Malaya y posteriormente introducida a la costa Pacífica de América por los españoles desde Filipinas en el siglo XV o por corrientes marinas (Orwa *et al.* 2009; Baraona M. y Sancho E. 1992). En el Perú se le puede encontrar entre los 350-1800 msnm en gran parte de la costa norte y selva, siendo algunos lugares de cultivo Piura, Tumbes, las provincias de Chanchamayo, Satipo, Oxapampa y casi la totalidad de la región San Martín (Monteagudo A. y Huamán M. 2010; Núñez, 2010).

2.1.1. Clasificación

Según Baraona y Sancho (1992) no existen variedades clonales, sólo formas o tipos. La forma más empleada para su clasificación es de acuerdo al tamaño del cocotero, siendo clasificados en gigantes, enanos e híbridos (INFOAGRO, 2006).

2.1.1.1. Gigantes

Son plantas alógamas, es decir, la flor es fecundada por el polen de otra flor, de la misma planta o de otra planta. Se emplean para la producción de aceite y los frutos para consumo fresco. Su contenido de agua es elevado y su sabor poco dulce. Entre sus ventajas destacan el tamaño del fruto y el contenido elevado de copra (producto obtenido de la desecación del endospermo). Las variedades gigantes más cultivadas son: Gigante de Malasia (GML), Gigante de Renell (GRL) de Tahití, Gigante del Oeste Africano (GOA) de Costa de Marfil, Alto de Jamaica, Alto de Panamá, entre otros. Dentro de éstos se puede destacar que el Alto de Jamaica posee un fruto largo y angular, de color verde o bronceado cuando está inmaduro, mientras que el fruto del Alto de Panamá es esférico, de color verde o bronce amarillo cuando está inmaduro. (INFOAGRO, 2006; Baraona M. y Sancho E. 1992).

2.1.1.2. Enanos

Son autógamas, es decir, su propio polen fecunda la flor. Debido al pequeño tamaño de los cocos y el buen sabor del agua, se emplean para la producción de bebidas envasadas. La copra o endospermo desecado es de mala calidad. Entre sus ventajas destacan la resistencia al amarillento letal del cocotero (enfermedad causada por *Micoplasma sp.*, que produce la caída prematura de los frutos), la precocidad de producción, el mayor número de frutos y el crecimiento lento. Las variedades enanas más cultivadas son Amarillo de Malasia (AAM), Verde de Brasil (AVEB) de Rio Grande del Norte y Naranja Enana (INFOAGRO, 2006; Baraona M. y Sancho E. 1992). El Enano de Malasia se puede diferenciar tres tipos por el color del fruto, verde, amarillo y rojo o dorado. (FHIA, 2008)

2.1.1.3. Híbridos

Producto del cruce entre las anteriores variedades, son frutos de tamaño mediano o grande, buen sabor y buen rendimiento de copra. El híbrido más cultivado es MAPAN VIC 14; un cruce entre Enano de Malasia y Alto de Panamá (FHIA, 2008).

2.1.2. Partes

El fruto del cocotero, el coco, es una drupa, es decir, un fruto indehisciente, unicarpelar, uniseminado, con mesocarpo carnoso y endocarpo leñoso. Se encuentra cubierto de fibras, de 20-30 centímetros de longitud con forma ovoide, pudiendo llegar a pesar hasta 2.5 kilogramos (CEPCOCO, 2008). En su estado natural el coco consta de dos partes (CEPCOCO, 2008; Baraona M. y Sancho E. 1992): (1) Pericarpio, que a su vez se divide en tres cortezas o capas: (a) Exocarpio, o parte exterior del pericarpio, es ceroso, lustroso, que como una piel rodea todo el fruto; (b) Mesocarpio, o parte intermedia del pericarpio, es fibroso, de 4 a 5 cm de espesor, con forma de pelos; y (c) Endocarpio, o capa interior, es leñosa y es la cubierta más dura, presenta tres poros germinativos próximos en disposición triangular, uno suave y funcional que permite la salida del embrión y los otros dos se encuentran cubiertas por fibras compactas. (2) Endospermo, que se encuentra fuertemente adherida al endocarpio por medio de una fina y delgada capa rojiza, por debajo se encuentra la pulpa o carne, que es blanca y contiene en su cavidad central un líquido, conocido como el agua de coco. El embrión está alojado junto con el endospermo dentro del poro de germinación (CEPCOCO, 2008).

2.2 El agua de coco

Es un líquido transparente, a veces ligeramente opaco. El sabor varía de acuerdo a la edad y el tipo, el agua de los cocos inmaduros es considerado como el mejor en sabor y calidad (Fife, 2005), prefiriéndose además los tipos enanos e híbridos por su buen sabor.

2.2.1. Composición

La composición de electrolitos del agua de coco se asemeja más al líquido intracelular que al plasma extracelular. Los cationes predominantes son potasio, calcio y magnesio. Sodio, cloruro y fosfato se encuentran en concentraciones mucho más bajas (Anexo 1). La concentración de estos electrolitos en el agua de coco genera una presión osmótica similar a la observada en el cuerpo (Kuberski, 1979).

Es una solución ligeramente hipotónica, más ácida que el plasma y tiene una gravedad específica de aproximadamente 1.020, comparable con el plasma canino, de 1,023 (Feldman y Sink, 2008). La hipotonicidad del agua de coco no lo convierte en el líquido ideal de reanimación (Olurin, 1972).

Los iones inorgánicos presentes en el agua de coco pueden reponer los electrolitos corporales excretados a través del sudor tales como sodio, potasio, magnesio, y calcio (Campbell-Flack *et al*; 2000).

El alto nivel de potasio, calcio, y magnesio son una preocupación en el uso intravenoso de agua de coco en especial cuando se administra en bolos de fluidos (Campbell-Falck *et al.*, 2000). Debido a estos niveles, la función renal y el estado cardíaco deben ser estrechamente monitorizados. Sería contraindicado usar agua de coco para los pacientes con hiperpotasemia por insuficiencia renal aguda, rabdomiólisis o quemaduras graves (Eiseman, 1954). Olurin *et al.* (1972) mostró aumentos en los niveles séricos de potasio de 1,5 a 2,8 mEq/L, calcio de 0,6 a 2,0 mEq/L, y magnesio en menos de 1.0 mEq/L después de la infusión de 2.000 a 3.000 ml de agua de coco durante 6 a 12 horas. Dichos electrolitos aumentaron en la orina a medida que la cantidad de agua de coco administrada aumentó.

Se ha postulado que las altas concentraciones de calcio y magnesio minimizan el efecto neuromuscular del potasio debido a que estos cationes tienen actividad fisiológica antagónica (Eiseman, 1954).

El pH bajo podría empeorar teóricamente una acidosis metabólica ya presente, estado común en muchos procesos patológicos que requieran líquidos parenterales. Sin embargo, estudios han demostrado que no hay cambio en el pH dentro de las 24 horas después de la infusión de 3000 ml de agua de coco (Olurin *et al.* 1972).

La acidez, hipotonía, y alto potasio no hacen al agua de coco la solución ideal de reanimación. En los casos revisados no ha habido efectos adversos reportados. Ciertamente, los casos reportados en la literatura detallan enfermos, deshidratados en las epidemias de cólera, la guerra civil de Nigeria, y enfermedades gastrointestinales en los niños y la ausencia concomitante de

líquidos intravenosos (Olurin *et al*, 1972; Kuberski, 1979; Yartey *et al.*, 1993). El agua de coco no parece ser una solución ideal para el uso de reanimación a largo plazo, pero puede servir como una alternativa temporal en situaciones de urgencia (Campbell-Falck *et al*, 2000).

Tiene una alta osmolaridad debido a los azúcares presentes como la glucosa y fructosa en el coco inmaduro, y sacarosa en los más maduros. Es rica en muchos aminoácidos esenciales incluyendo lisina, leucina, cistina, fenilalanina, histidina y triptófano. El colesterol y los triglicéridos están ausentes o presentes en concentraciones muy pequeñas, y no es una buena fuente de vitaminas o proteínas (Eiseman, 1954 y Iqbal, 1976). Aunque no se realizaron estudios para confirmar la antigenicidad de agua de coco, esto ha sido bien documentado en estudios anteriores (Pradera *et al.*, 1942 y Olurin, 1972). El agua de coco también contiene ácido fólico (Jackson *et al.*, 2004).

La composición bioquímica del coco se ve afectada por varios factores que incluyen el estado de madurez, el suelo y condiciones ambientales (Goh y Koren, 2008). Un estudio realizado en Brasil demostró que las propiedades físicas del agua de coco se vieron afectados por la variación del nitrógeno y la aplicación de potasio (Jean *et al.*, 2009).

Por otro lado, en Nigeria se observó que los cocos inmaduros (0.91 ± 0.01 L) contienen un mayor volumen de agua que los maduros (0.3 ± 0.07 L), también se encontró diferencia significativa en cuanto a glucosa y proteínas en ambos estados mientras que los niveles de bicarbonatos y albúmina tanto en maduras como en inmaduras fueron insignificantes en comparación con el plasma corporal (Ajibogun y Oboma, 2013).

2.2.2. Usos en la reposición electrolítica

Gracias a sus altas concentraciones de azúcar y de potasio, el agua de coco ha sido considerado por algunos como una solución de rehidratación oral potencial mientras que otros consideran que su uso es peligroso y se deberían utilizar las sales de rehidratación oral promovidas por la Organización Mundial

de la Salud y UNICEF, de manera exclusiva (Sunoto, 1987; Adams y Bratt, 1992; Neto *et al.*, 1993; Yartey *et al.*, 1993).

En diferentes partes del mundo se encuentran reportes del uso del agua de coco en la reposición electrolítica en humanos y en animales. Debido al conocimiento que se tiene del agua de coco como líquido de reposición electrolítica, no es extraño encontrar reportes de su aplicación por otras vías como la intravenosa (IV). Uno de los primeros relatos fue dado durante la Segunda Guerra Mundial donde los japoneses y británicos la usaron vía intravenosa en humanos en situación de emergencia en zonas de guerra de las islas de Sri Lanka y Sumatra (Eiseman, 1954; Goldsmith, 1962 y Olurin *et al.*, 1972)

En 1942, Pradera administró este líquido filtrado por vía intravenosa a 12 niños en Cuba sin observar reacción adversa. La velocidad de infusión fue de 30 a 40 gotas por minuto, resultando volúmenes que van desde 1.000 a 1.870 ml en 24 horas. Además, se administró hipodérmicamente hasta 500 ml de agua de coco a 13 pacientes; cuatro de ellos experimentaron una reacción inflamatoria local sin reacciones sistémicas (Pradera *et al.*, 1942).

En 1954, Eiseman realizó un estudio prospectivo en Tailandia y San Luis (EEUU) en el que 21 pacientes humanos recibieron satisfactoriamente agua de coco filtrada vía intravenosa sin reacciones graves. Se administró aproximadamente 200 a 500 ml por paciente durante un período de 25 a 180 minutos. Los pacientes experimentaron molestias locales en el sitio de infusión, donde se administraron los volúmenes más altos (Eiseman., 1954)

Diversos investigadores reportaron la administración intravenosa de agua de coco a humanos de forma exitosa en países como Sri Lanka, donde se utilizó un sistema de filtración (Rajasuriya *et al.*, 1954) mientras que, en Malasia, no hubo una preparación preliminar del agua de coco ni se utilizó un sistema de filtración (Iqbal, 1976).

En 1999, se utilizó de forma exitosa el agua de coco vía intravenosa durante 2 días, con un volumen de 1200 ml/día en un paciente humano de las Islas Salomón. La decisión de usar el agua de coco fue de emergencia debido

a que el hospital no contaba con el suero convencional, no había forma de preparar una solución de remplazo y por la lejanía del hospital (Campbell-Falck *et al.*, 2000).

En México, se realizó un estudio observacional, analítico, de casos y controles, en 170 niños de cinco años con diarrea aguda. Una mitad recibió agua de coco verde por vía oral para ser rehidratado y la segunda mitad recibió las sales de rehidratación recomendadas por OMS/UNICEF. El agua de coco fue más efectiva que las sales para la prevención de la deshidratación; sin embargo, no hubo diferencias significativas en la efectividad del tratamiento de la deshidratación. Ninguno de los niños tratados con agua de coco presentó diarrea osmótica, a diferencia de los que recibieron las sales (Coronel, 2003).

Anurag y Rajamohan mostraron que el agua de coco tiene efecto protector cardiovascular en el infarto de miocardio experimental inducida en ratas y esto probablemente se atribuyó a los minerales presentes en el agua de coco especialmente el potasio (Pumer *et al.*, 2001; Anurag y Rajamohan, 2003). Además, la administración oral de agua de coco durante 14 días redujo significativamente la frecuencia cardíaca en ratas inducidas a hipertensión, en comparación a las ratas que recibieron agua mineral y bebidas isotónicas (Syafriani *et al.*, 2014).

Como parte de un experimento se administró agua de coco por vía intravenosa a 10 terneros mestizos con signos clínicos de deshidratación, la cual fue determinada mediante la prueba de persistencia del pliego cutáneo y la alteración de la frecuencia respiratoria, el pulso y la temperatura. Después de la aplicación intravenosa se logró normalizar los valores medidos (Pérez *et al.*, 2010).

Finalmente, se utilizó el agua de coco con pH ajustado a 7 y contenido de sodio al 3% para el tratamiento de ratas con shock hemorrágico inducido experimentalmente y se comprobó que en estas condiciones podría ser considerado como una solución coloide y que su administración influenció positivamente la función renal y hepática de las ratas (Farias *et al.*, 2013).

2.2.3. Otros usos

El agua de coco ha sido utilizado como diluyente durante la conservación de semen de caprino (Nunes, 1993), canino (Cardoso *et al.*, 2005), ovino (Gutiérrez *et al.*, 2006) y recientemente, como diluyente de semen fresco de conejo para la inseminación artificial, lográndose un mayor porcentaje de fertilidad frente a un medio sintético (Trejo *et al.*, 2013).

Gracias a sus cualidades de protección celular, ha sido utilizado como diluyente ocular de vacunas vivas aviares contra la bronquitis infecciosa, la enfermedad de Newcatle y la enfermedad de la bursitis infecciosa, demostrando ser una buena alternativa frente a los diluyentes industriales (Ramalho, 2005).

2.3 Fisiología del equilibrio de fluidos en perros

2.3.1. Distribución de fluidos corporales

Aproximadamente el 60% del peso corporal de un perro adulto sano es agua o su equivalencia de 534 a 660ml/kg de peso (Kohn y Dibartola, 2000). El agua corporal total varía entre especies e individuos de acuerdo al género, la edad y la composición corporal. En humanos, el contenido de agua corporal es menor en mujeres que en hombres y además se ha demostrado que se reduce con la edad, al igual que en los cachorros y los gatitos durante los primeros 6 meses (Moulton, 1923). A su vez, los animales con mayor índice de grasa tienen menor contenido de agua corporal total. El agua es el mayor componente de todos los líquidos corporales, los cuales se encuentran distribuidos en distintos compartimientos y se mantienen en homeostasis. La pérdida o ganancia de fluidos o electrolitos de un compartimento probablemente altere el volumen y la concentración de solutos de los otros compartimentos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

El mayor volumen de líquido en el cuerpo se encuentra en el interior de las células, el compartimiento de líquido intracelular (LIC) y comprende

aproximadamente el 40% del peso corporal (dos tercios del agua corporal total) (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

Los líquidos no contenidos dentro de la célula se encuentran en el compartimiento de líquido extracelular (LEC) y comprende aproximadamente el 20% del peso corporal (un tercio del agua corporal total). Los cambios en el estado de hidratación y en la mayoría de cuadros clínicos, como diarrea, vómito e insuficiencia renal, tienen un efecto marcado sobre el LEC. El líquido extracelular se distribuye en varios subcompartimentos: (a) el líquido intersticial, el cual ocupa el espacio que rodea la célula y comprende el 15% del peso corporal (tres cuartas partes del LEC); (b) el líquido intravascular o plasmático, el cual se encuentra en los vasos sanguíneos y comprende el 5% del peso corporal (una cuarta parte del LEC); (c) el líquido transcelular, que es producido por células especializadas para formar el líquido cefalorraquídeo, líquido gastrointestinal, bilis, secreciones glandulares, secreciones respiratorias y líquido sinovial, comprenden aproximadamente el 1% del peso corporal, pero no se suele tomar en cuenta para la terapia de fluidos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

2.3.2. Distribución de solutos corporales

Los fluidos corporales están compuestos de agua y solutos, los cuales se hallan en diferente volumen y concentración, de acuerdo al compartimento (Edelman y Leibman, 1959; Rose, 1984).

El endotelio vascular sano es relativamente impermeable a los componentes celulares de la sangre y a las proteínas plasmáticas; sin embargo, es permeable a los solutos iónicos, en consecuencia, la concentración de iones es casi la misma en el líquido intersticial que en el plasma. Las membranas celulares mantienen los solutos intracelulares a concentraciones muy diferentes de las del LEC (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

La composición de solutos del LEC y el LIC es muy diferente. En el LEC, el catión más abundante es el sodio (Na^+), aproximadamente el 70% del Na^+

corporal es intercambiable, es decir es osmóticamente activo (Rose, 1984). Los aniones más abundantes son el cloruro (Cl^-) y el bicarbonato (HCO_3^-). También se encuentra el potasio (K^+), en una pequeña pero fisiológicamente importante cantidad (Anexo 2). En el LIC, los cationes principales son el K y el Mg. Siendo el K el más abundante, casi la totalidad del K^+ es intercambiable (Rose, 1984). Los aniones predominantes son los fosfatos orgánicos y las proteínas. Las concentraciones de los solutos van a variar de acuerdo al tipo de célula y a los compartimentos subcelulares. El sodio tiende a difundir hacia el interior de las células, mientras que el potasio busca salir de ella a través de la membrana celular, gracias a su permeabilidad, sin embargo, la adenosintrifosfatasa sodio-potasio de membrana (Na^+ , K^+ - ATPasa) retira de forma activa el Na^+ y mueve el K^+ hacia el interior de las células, manteniendo el gradiente de concentración para ambos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

2.3.3. Intercambio de agua entre los espacios de líquido intracelular y extracelular

El volumen de líquidos en ambos espacios está determinado por el número de partículas osmóticamente activas. La osmolalidad está dominada por pequeños solutos que están presentes en elevadas concentraciones. En el suero, el sodio, potasio, cloro, bicarbonato, urea y glucosa están presentes en concentraciones suficientemente elevadas para afectar a la osmolalidad de forma individual (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

La actividad osmótica depende del soluto y su permeabilidad a través de la membrana. El sodio es el catión más abundante en el LEC, sin embargo, muchas membranas celulares son impermeables a él, utilizando el transporte activo para moverse a través de las membranas celulares. En consecuencia, el Na^+ y sus aniones asociados son responsables de la mayoría de partículas osmóticamente activas en el LEC y se consideran osmoles efectivos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

La osmolalidad del suero (y por ello del LEC) en perros es aproximadamente 300 mOsm/kg, los fluidos con osmolalidades efectivas a ello son isotónicos respecto al plasma, aquellos fluidos superiores a ello son

hipertónicos respecto al plasma, mientras que los inferiores son hipotónicos respecto al plasma (DiBartola, 2007).

En estados de salud, la adición o pérdida de fluidos o solutos en o del cuerpo resulta en alteraciones de los volúmenes de los espacios de líquidos corporales y de la tonicidad. Estas alteraciones provocan cambios homeostáticos de líquido entre los compartimentos de forma que los espacios de líquidos vuelven a la isotonicidad (DiBartola, 2007).

En la mayoría de estados de enfermedad, los fluidos y solutos inicialmente se pierden del LEC. Pueden ocurrir tres tipos básicos de pérdida de líquido y solutos: pérdida de líquidos hipertónicos, pérdida de fluidos isotónicos o pérdida de solutos hipotónicos. Las pérdidas de agua y solutos pueden ocurrir en cualquier proporción a lo largo de la continuidad entre la pérdida de solutos sin pérdida de agua (p.ej.: diálisis peritoneal con una solución pobre en sales) y pérdida de agua sin pérdida de solutos (p.ej.: privación de agua) (Koushanpour y Kriz, 1986).

Cuando se pierde un exceso de solutos respecto al agua (fluidos hipertónicos), la osmolalidad del LEC se reduce en relación con la del LIC. El agua pasa del LEC por la membrana celular hacia el LIC, diluyendo así los solutos del LIC hasta que las osmolalidades efectivas del LEC y el LIC vuelven a ser iguales. Las osmolalidades del LIC y del LEC van a reducirse. Cuando se pierden líquidos hipertónicos del LEC y aparece una depleción de volumen, los movimientos de agua homeostáticos comprometen más el volumen del LEC y el volumen de sangre circulante, contribuyendo a las pérdidas de fluidos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

La pérdida o ganancia de líquido isotónico del LEC no provoca cambios en la osmolalidad del LEC, y no hay movimientos de agua osmóticos entre el LIC y el LEC. La pérdida de fluidos isotónicos resulta en una reducción del volumen del LEC, mientras que la ganancia de líquidos isotónicos incrementa el volumen del LEC. La pérdida de fluidos isotónicos, si es de una magnitud suficiente, resulta en hipovolemia y shock (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

En la privación de agua, la tonicidad del LEC incrementa en relación a la del LIC. El agua se desplaza al exterior de las células y hacia el LEC hasta que las osmolalidades del LIC y el LEC son superiores que en el estado de hidratación normal. Este movimiento de agua incrementa el volumen del LEC, ayudando a conservar el volumen de sangre circulante efectiva y protegiendo del desarrollo de un shock (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

2.3.4. Intercambio de agua entre el plasma y los espacios intersticiales

La mayor parte del LEC se encuentra en el compartimento intersticial (aproximadamente tres cuartas partes del LEC) o el compartimento intravascular, la mayor parte del cual es plasma (aproximadamente un cuarto del LEC). La separación del líquido entre el plasma y el espacio del LIS es de importancia crítica para el mantenimiento del volumen circulante efectivo. El volumen de sangre efectivo se ha definido como el “componente del volumen de sangre al cual el sistema regulador del volumen responde provocando retención de sodio y agua en la situación de insuficiencia cardíaca y hepática, aunque el volumen total de sangre y plasma puede estar incrementada” (Peters, 1948 y Schrier, 1988)

El intercambio de solutos y fluidos entre el plasma y los espacios intersticiales ocurre a nivel capilar. El volumen del espacio vascular está controlado por un equilibrio entre fuerzas que favorece la filtración de líquido por el endotelio vascular hacia el espacio intersticial (presión capilar hidrostática y presión oncótica tisular) y fuerzas que tienden a retener el líquido en el espacio vascular (presión oncótica plasmática y presión tisular hidrostática). La presión oncótica es la presión osmótica generada por las proteínas plasmáticas en el espacio vascular (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

2.3.5. Homeostasis

En estado de homeostasis, el animal no sufre ganancias o pérdidas netas de agua, nutrientes o minerales y se dice que se encuentra en equilibrio cero, es decir, el volumen de agua añadido a los fluidos corporales por la

ingestión diaria de agua, comida y el metabolismo es igual al volumen de agua perdida en la orina (pérdidas sensibles de agua), heces, saliva, evaporación de los epitelios cutáneo y respiratorio (pérdidas insensibles o no detectadas de agua) (Cizek, 1959).

Las necesidades de fluidos de mantenimiento se determinan por pérdidas diarias sensibles e insensibles de agua, temperatura, humedad del ambiente, por la actividad del animal voluntaria o forzada y por enfermedades. Es el volumen de líquido requerido diariamente para mantener al animal en equilibrio cero de fluidos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

2.3.6. Pérdidas de agua

Las pérdidas urinarias diarias de agua pueden dividirse en pérdidas obligatorias de agua (el agua necesaria para excretar la carga renal diaria de solutos) y las pérdidas de agua libre (agua excretada sin solutos bajo el control de la hormona antidiurética, ADH) (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

Las pérdidas renales de agua obligatorias deben llevarse a cabo incluso en estados de deficiencia relativa de agua de forma que los solutos puedan ser eliminados del cuerpo. También es necesaria una pequeña pérdida de agua obligatoria para la excreción fecal de solutos. Las pérdidas obligatorias de agua fecal pueden aumentar si aumentan los solutos fecales (p. ej.: adición de CaCl_2 o MgCl_2 en la dieta). Estos iones incrementan los solutos fecales porque el Ca^{2+} y el Mg^{2+} se absorben mal del tracto gastrointestinal. Las necesidades de mantenimiento de agua deben incluir por lo menos suficiente agua como para permitir la excreción renal y fecal de solutos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

La excreción de agua libre en orina está controlada por la estimulación o inhibición de la secreción de ADH y por la sed. Una reducción en la osmolalidad corporal del suero inhibe la secreción de ADH y suprime la sed (Robertson, 1976; 1983). La eliminación de agua libre aumenta en estados de exceso relativo de agua, protegiendo así al animal de la sobrehidratación y la hipotonicidad que resultaría de la retención de un exceso de agua respecto a solutos ((Wellman, DiBartola y Kohn, 2007). En la privación de agua, la

osmolalidad corporal del suero incrementa y se estimula la secreción de ADH (Robertson, 1976; 1983). En perros, incrementos de la osmolalidad del 1-3% estimulan la sed (O'Connor, 1975; O'Connor y Potts, 1988). Una pérdida de agua de 5ml/kg de peso corporal provocó la sed en perros de experimentación (Robinson y Adolph, 1943).

Las pérdidas por evaporación cutánea suelen ser pequeñas en perros y gatos porque las glándulas sudoríparas ecrinas (distribuidas en las almohadillas) no participan en la termorregulación en estas especies (Chew, 1965). En perros en reposo las pérdidas por evaporación fueron menos de 1ml/kg/h, mientras que en periodos de actividad, las pérdidas por evaporación se estimaron de casi 7ml/kg/h (O'Connor y Potts, 1969).

Los incrementos en la temperatura ambiental pueden resultar en incrementos marcados de la evaporación de agua por el tracto respiratorio en perros. La respuesta del jadeo frente al calor es muy eficaz en perros porque se ha adaptado para la termorregulación en esta especie. A una temperatura ambiental de 40°C, incrementan su frecuencia respiratoria de 12 a 20 veces. La pérdida estimada de agua por el aparato respiratorio en un perro jadeando a 41°C fue de 469mL/día (Chew, 1965).

Las pérdidas por evaporación de agua por el tracto respiratorio pueden ser grandes en animales con calor, estresados, en ejercicio o activos, sin embargo, las pérdidas obligatorias diarias más importantes y predecibles en perros sanos se dan por la orina (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

2.3.7. Ingestión de agua

El porcentaje de agua en la comida para animales es variable. En general, las comidas en lata contienen más del 70% de agua, las semihúmedas del 20 al 40% de agua y las secas menos del 10% de agua (Lewis y Morris, 1987).

El volumen de agua ingerida a diario voluntariamente depende de la cantidad y composición de la dieta ingerida. De forma experimental, se demostró que la ingestión de agua en perros incrementa después de limitar la

ingestión de comida (Cizek, 1959; Chew, 1965; Morris y Collins, 1967). Contrariamente, si la ingesta de agua se limita, la ingesta de comida se reduce (Prentiss, Wolf y Eddy, 1959). En los perros que están privados de la comida de forma crónica, el nivel basal de ingestión de agua se mantiene (Adolph, 1939). A medida que el contenido de agua en la dieta (lata o seca) se reduce, el volumen de agua de bebida se incrementa (Seefeldt y Chapman, 1979), sin embargo, mantienen una ingesta de agua total uniforme cuando se reduce el agua de la comida incrementando proporcionalmente la ingesta de agua por la bebida (Burger, Anderson y Holme; 1980).

Las necesidades de agua de un animal enfermo pueden aumentar si el animal tiene fiebre, convulsiones, vómitos o diarrea. Estas necesidades de agua son necesarias además del volumen de mantenimiento para mantener la homeostasis en la inanición, la inactividad y las pérdidas obligatorias urinarias (las cuales se reducen si el animal no está comiendo) (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

La carga de solutos de la dieta también afecta al consumo de agua. El incremento de la carga renal de solutos por un contenido más elevado de proteínas en la dieta puede provocar un incremento del consumo de agua (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007). Los iones Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , PO_4^{3-} , Cl^- y SO_4^{2-} también contribuyen a los solutos de la dieta (Burger, Anderson y Holme; 1980).

Los nutrientes difieren en su potencial de aportar agua metabólica. Las dietas ricas en carbohidratos conservan más las necesidades de agua que las grasas y las proteínas porque aportan mayor cantidad de agua metabólica por caloría. Además, los carbohidratos y las grasas evitan la pérdida de agua porque no generan solutos renales (Anderson, 1982).

2.3.8. Necesidades de agua

Las necesidades de mantenimiento de agua dependerán mucho de la dieta, pues va a estar asociada a la carga renal de solutos en la dieta y las pérdidas renales obligatorias de agua para la excreción renal de solutos. De forma

empírica se calcula 60 ml/kg/día de fluidos para perros pequeños y 40 ml/kg/día en perros grandes (Muir y Di Bartola, 1983).

La reducción de la ingestión de comida o la anorexia reducen la carga renal de solutos y por ello las necesidades de agua llevándolo a un nivel basal (Haskins, 1984), incluso cuando hay pérdidas concurrentes por evaporación (mediante el jadeo), diarrea, vómitos u orina diluida, pudiendo no alcanzar los 40-60ml/kg/día de necesidad de mantenimiento (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

La administración de un volumen excesivo de fluidos puede ser perjudicial en pacientes con insuficiencia cardíaca o insuficiencia renal oligúrica, por lo que se recomienda usar el factor de multiplicación (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007):

$$\text{Mantenimiento} = 2 \times \text{necesidades basales de agua}$$

2.4. Evaluación del grado de deshidratación en perros

La deshidratación ocurre cuando la pérdida de líquidos del cuerpo excede a la ingesta (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007). La elasticidad de la piel, la humedad de las mucosas, nos indicarán si estamos hidratando a este animal. El pulso y la presencia de una respiración dificultosa o tos nos pueden indicar que podemos estar administrando demasiados líquidos o lo estamos realizando de una manera demasiado rápida (exceso de líquido en el espacio intersticial). La disminución en los valores del hematocrito y de las proteínas totales nos ayudan a saber si la deshidratación se corrige. Por el contrario, un incremento del valor del hematocrito y las proteínas totales es sugestivo que las cantidades de líquidos que hemos calculado no son correctas y sigue existiendo una falta de líquidos en el organismo. La cantidad de orina que produce el animal es importante para conocer el estado funcional de los riñones, así como la determinación de la densidad de orina la urea y la

creatinina (Blood y Radostis, 1998). El grado de deshidratación también se puede medir de acuerdo a las siguientes características (Anexo 3).

2.5. Efecto de la deshidratación en la composición electrolítica en perros

La deshidratación puede clasificarse de acuerdo al tipo de fluido perdido del cuerpo y la tonicidad de los fluidos que quedan. La pérdida de agua y líquidos hipotónicos resultan en una deshidratación hipertónica porque la tonicidad de los líquidos corporales que quedan está incrementada. La pérdida de un fluido con la misma osmolalidad del LEC resulta en una deshidratación isotónica porque no existe estímulo osmótico para el movimiento de agua y los fluidos que quedan mantienen su tonicidad. La pérdida de fluidos hipertónicos o la pérdida de fluidos isotónicos con reemplazo de agua, resultan en una deshidratación hipotónica porque los fluidos corporales que quedan se vuelven hipotónicos (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

Si el déficit de fluidos afecta al espacio intracelular tendremos pérdidas extravasculares y un cuadro de deshidratación. La membrana que limita el espacio intracelular es totalmente permeable al agua, pero menos permeable a las partículas con carga eléctrica (electrolitos y proteínas) de forma que utilizan mecanismos de transporte específicos; bombas de membrana o canales de intercambio de iones. En condiciones fisiológicas, las proteínas no atraviesan las membranas celulares. Habitualmente los iones están en diferentes concentraciones en el interior de las células y en el espacio intersticial pero el total de cationes e iones está en equilibrio en ambos lados de la membrana celular. Si el déficit se produce con una intensidad y velocidad baja, es posible que se compense con mecanismos biológicos; vasoconstricción periférica y selectiva, retención de sodio (y por tanto de agua) en túbulos renales y deshidratación celular. Si hay un déficit intravascular disminuye el gasto cardíaco y en consecuencia, baja la presión sanguínea y la perfusión tisular (Ynaraja, 2011). En estos casos se instituye un estado de shock hipovolémico con presencia de pulso femoral débil o ausente, un aumento del tiempo de relleno capilar, mucosas pálidas y una temperatura rectal baja. Estos pacientes requieren urgentemente fluidoterapia (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Materiales

3.1.1. Animales experimentales

Para la evaluación del agua de coco *in vivo* se seleccionaron 20 ratas albinas macho (Holtzman) de aproximadamente 250 g de peso y 14 semanas de edad del Bioterio de la FMV-UNMSM. Además, se utilizaron 40 perros adultos de un rango de 2 a 6 años de edad, entre hembras y machos, sanos clínicamente y sin antecedentes de presentación de enfermedades en el último año provenientes del Hospital Veterinario Central del Ejército (Lima, Perú).

3.2. Métodos

3.2.1. Diseño experimental

El presente estudio fue de tipo experimental, longitudinal antes – después con un solo grupo (Arnau y Balluerka, 2004), se tomaron muestras repetidas en los mismos animales durante el periodo de estudio y no se incluyó un grupo de comparación, es decir, cada sujeto actuó como su propio control.

La selección de los perros y la colección de muestras se realizó en las instalaciones del Hospital Veterinario del Ejército, ubicado en el distrito de

Chorrillos (Lima, Perú); las muestras obtenidas se trasladaron y procesaron en los laboratorios de Farmacología y Toxicología y Patología Clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, ubicado en el distrito de San Borja (Lima, Perú).

3.3. Obtención y extracción del agua de coco

Fueron obtenidos de cocos comerciales (*Cocos nucifera*) inmaduros (6 meses aproximadamente desde la inflorescencia hasta la cosecha del fruto) que contaban con su exocarpio completo adquiridos en el Mercado Mayorista N°2 de Frutas en el Distrito de San Luis (Lima, Perú). Fueron rechazados aquellos que presentaban rajaduras u alguna abertura que pudiera haber contaminado el contenido. Una vez obtenido los cocos, fueron transportados al Laboratorio de Farmacología y Toxicología Veterinaria de la FMV-UNMSM (Lima, Perú) donde pasaron por un proceso de lavado con agua potable para eliminar elementos contaminantes de la superficie de la cáscara (exocarpio). Posteriormente, los cocos fueron sumergidos en una solución de hipoclorito de sodio (150 ppm) para su desinfección. Con ayuda de una sierra estéril, se realizó un corte a nivel del polo germinal dejando expuesto el endocarpio el cual fue perforado con ayuda de un punzón estéril (Prades *et al.*, 2012), a través de éste, el agua de coco se recolectó en una bolsa estéril con capacidad para 2000 ml (Changshu Taining Medical Equipment, China) y posteriormente se conectó a un equipo de venoclisis (SensiMedical ®) para su utilización.

3.4. Evaluación *in vitro* del agua de coco

3.4.1. Esterilidad

La esterilidad del agua de coco fue determinada mediante la evaluación de Bacterias Mesófilas Aeróbicas Totales (BMAT) en 10 cocos comerciales. El procedimiento consistió en realizar diluciones seriadas del agua de coco en agua peptonada (10^{-1} , 10^{-2} y 10^{-3}), de las cuales se depositó con pipeta 1 ml de la dilución en placas Petri (15 X 90 mm) por duplicado y fue mezclado con 15

ml de Agar Plate Count (Himedia, India) mantenido a 45°C en baño maría. Luego de la homogenización y solidificación en temperatura ambiente, las placas fueron rotuladas e incubadas a 35°C por un tiempo de 48 horas. Después de este período se realizó el recuento de las colonias presentes en las placas que contenían de 25 a 250, las placas que fueron negativas, se incubaron 24 horas más. Los resultados fueron expresados en Unidades Formadoras de Colonias por ml del producto (Murcia-Mena, 2010).

3.4.2. Isotonicidad

Esta prueba se basa en la propiedad de los glóbulos rojos de permitir el paso libre de agua a través de su membrana, pero restringir el paso de ciertos solutos como Cl, K, Na. En una solución isotónica como el NaCl al 0.9%, los glóbulos rojos no se alteran ya que el agua no atraviesa la membrana en ningún sentido. Sin embargo, las alteraciones se pueden presentar cuando los eritrocitos se encuentran en una solución hipertónica adquiriendo un aspecto de célula arrugada (eritrocitos crenados) lo cual evidencia su deshidratación. Por el contrario, si usamos una solución hipotónica, los eritrocitos se hinchan y se producirá una hemólisis (Botella & Garcia-Bermejo, 2004).

Se colectó sangre de 10 perros sanos machos de raza criolla, con 3 – 5 años de edad provenientes de la Clínica de Animales Menores de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Para este procedimiento fueron adicionados 9mL de agua de coco a 1 ml de sangre entera de perro, la mezcla fue centrifugada a 2000 rpm por 10 minutos (Gemmy Industrial Corp., Taiwan). Se observaron las características macroscópicas del plasma (hemólisis), teniendo en cuenta que 0.3 g/L es la concentración de hemoglobina libre mínima detectable visualmente (Agudelo, Ortega y Olivera-Ángel, 2014). Como comparación se realizó una prueba similar con 1 ml de sangre y 9ml de NaCl al 0.9% (Pérez-García *et al.*, 2010).

3.5. Evaluación *in vivo* del agua de coco en ratas

De las 20 ratas seleccionadas, 10 recibieron un volumen de 10 ml de agua de coco por vía intraperitoneal, posteriormente fueron colocadas en cajas de metal (40x20x20) a temperatura ambiente (22° a 27° C) y con agua y alimento *ad libitum* durante de 24 horas. Al final de este periodo, fueron anestesiadas con pentobarbital sódico (Halatal®, Montana, Perú) a una dosis de 30 mg/kg por vía intraperitoneal e inmediatamente se colectaron muestras de sangre (2-3 ml) mediante punción cardiaca para evaluación de parámetros hematológicos (hematocrito, hemoglobina, recuento total de glóbulos rojos, volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media, concentración de hemoglobina corpuscular media, recuento total de leucocitos y recuento de trombocitos). Finalmente, las ratas fueron eutanasiadas con una dosis de 150 mg/kg de pentobarbital sódico por vía intraperitoneal (Sainz *et al.*, 1983) y sometidas a necropsia donde se revisó la zona de inoculación (cavidad peritoneal) en busca de alteraciones macroscópicas que indiquen procesos inflamatorios/infecciosos. Los resultados fueron comparados con 10 ratas control las cuales se les aplicó 10 ml de NaCl 0.9% (B. Braun Medical, Perú) vía intraperitoneal y se les realizó los procedimientos descritos anteriormente.

3.6. Evaluación *in vivo* del agua de coco en perros sin actividad física

Esta etapa fue durante los meses de octubre y enero del 2017 y con una temperatura que oscilaba entre los 21 y 29°C. Se utilizaron 20 perros que recibían una dieta balanceada (Cambo®, Rintisa, Perú), agua *ad libitum* y no realizaban ningún tipo de actividad física.

3.6.1. Aplicación del agua de coco y obtención de las muestras

Para la determinación del volumen de agua de coco a suministrar de forma intravenosa, los animales fueron evaluados clínicamente y se utilizó la siguiente fórmula: Volumen de agua de coco (ml) = deshidratación (%) x peso (kg) x 10 (Rojas *et al.*, 2009).

La cantidad calculada fue colocada por vía intravenosa a través de la vena cefálica. Se realizó una sujeción manual a cargo del personal responsable de los caniles del Hospital Veterinario Central y se procedió a rasurar y desinfectar la zona de aplicación para favorecer la visualización de la vena donde se colocó un catéter flexible (Cath Pro®, MediFirst, Francia). Inmediatamente se tomó una muestra de sangre en un tubo con K2-EDTA (BD Vacutainer®, USA) la cual nos sirvió de control antes de la aplicación del agua de coco. Una vez asegurado el catéter, se conectó el equipo de venoclisis con las bolsas con agua de coco. Una vez que el volumen correspondiente fue suministrado, se retiró el catéter y los animales permanecieron en observación en los caniles. Después de 24 horas de finalizada la aplicación del agua de coco fueron recolectadas nuevamente muestras de sangre por la vena cefálica. Las muestras de sangre tomadas antes y después del tratamiento con agua de coco fueron trasladadas en una caja térmica con refrigerante al Laboratorio de Patología Clínica Veterinaria de la FMV-UNMSM, donde se realizó un hemograma completo.

3.6.2. Procesamiento y Análisis de muestras

3.6.2.1. Recuento de glóbulos rojos

Se llenó la pipeta de Thoma de glóbulos rojos, con la muestra de sangre homogenizada hasta la marca 0,5. Después se completó hasta la marca 1,01 con el dilutor de glóbulos rojos (NaCl 0,85%) y se agitó la pipeta por 30 segundos en el agitador o shaker. Se desecharon 3 gotas y se depositó la dilución en la cámara de Neubauer, leyendo 5 de los 25 cuadrantes del centro (los 4 extremos y el centro). El conteo se realizó en un microscopio de luz a 40x y el resultado final fue multiplicado por 10 000, lo que representa el número de eritrocitos por microlitro de sangre ($\times 10^6/\mu\text{l}$). La técnica de conteo se indica con detalle en el Manual de Patología Clínica de Benjamín (1991).

3.6.2.2. Determinación de la concentración de la hemoglobina

La hemoglobina fue determinada por colorimetría, mediante el método de la cianometahemoglobina. Este método se fundamenta en la conversión del hierro de la hemoglobina del estado ferroso al férrico por parte del ferrocianuro para formar la metahemoglobina en una solución alcalina. La metahemoglobina se combina con el cianuro de potasio para producir el pigmento estable llamado cianometahemoglobina (Conroy, 1998). El procedimiento consistió en llenar un tubo con 5 mL de solución de Drabkin, luego se añadió 20 uL de sangre con EDTA utilizando la pipeta de Salhi; se mezcló vigorosamente y se dejó reposar por 10 minutos. Luego se colocó 1 mL de la mezcla en el espectrofotómetro, previamente calibrado a cero en la escala de densidad óptica (a 540nm) usando como blanco la solución de Drabkin. El resultado se expresó en g/dl.

3.6.2.3. Determinación del paquete celular o hematocrito

Se determinó por el método de microhematocrito, en cual se define como la fracción de volumen que los glóbulos rojos ocupan en un volumen de sangre. El procedimiento consistió en llenar tubos capilares (1mm x 75mm) de sangre con EDTA previamente homogenizada colocándolos de manera oblicua para facilitar el llenado hasta las tres cuartas partes de éste, luego de limpiar el capilar se selló el extremo libre mediante calor con ayuda del mechero y finalmente se centrifugó el capilar durante 5 minutos a 10 000 RPM. Trascurrido este tiempo, se hace la lectura en una tabla especial graduada de 0 a 100. El resultado se expresó en %.

3.6.2.4. Índices eritrocitarios

Fueron determinados mediante cálculos matemáticos: (a) VCM: volumen corpuscular medio, es el volumen eritrocitario medio de la muestra analizada expresada en fentolitros (Weiser, 1995), para ellos se multiplica el hematocrito por 10 y se divide por el número de eritrocitos en millones ($Hto \times 10/n^{\circ}$ eritrocitos); (b) HCM: hemoglobina corpuscular media, expresa el peso

promedio en picogramos de la hemoglobina en los eritrocitos (Weiser, 1995), se obtiene dividiendo la hemoglobina (g/dl) por el número de eritrocitos (en millones) y se multiplica por 10 ($Hb \times 10/n^\circ$ de eritrocitos); (c) CHCM: concentración de la hemoglobina corpuscular media, indica el total de hemoglobina en 100 ml de eritrocitos y es expresada en mg/dl (Weiser, 1995), se obtiene dividiendo la hemoglobina (g/dl) por el hematocrito (%) y multiplicando por 100 ($Hb \times 100/Hto$).

3.6.2.5. Recuento total de leucocitos

Se llenó la pipeta de Thoma para glóbulos blancos hasta la marca 0,5. Después se completó hasta la marca 11 (pasando por el bulbo) con el dilutor de glóbulos blancos (HCl 1%) y se agitó la pipeta por 30 segundos en el agitador o shaker. Se desecharon 3 gotas y se depositó la dilución en la cámara de Neubauer. Se esperó 2 minutos para que los glóbulos blancos sedimenten y se leyó los 4 cuadrantes (con 16 sub-cuadrantes cada uno) de los extremos. El conteo se realizó en un microscopio de luz a 10x y el resultado final fue multiplicado por 50, lo que representa el número de leucocitos por microlitro de sangre ($\times 10^3/ul$). La técnica de contaje se indica con detalle en el Manual de Patología Clínica de Benjamín (1991).

3.6.2.6. Recuento de trombocitos

Se realizó por medio de un extendido de sangre en una lámina portaobjetos con tinción Wright y se examinó al microscopio de luz a 100x, usando aceite de inmersión. Se contó el número de plaquetas presentes en 10 campos microscópicos, se halló el promedio. Para cuantificar, de una forma aproximada, el número de trombocitos comprendidos en microlitro de sangre, se multiplica por 15 000 ($\times 10^5/ul$).

3.6. Evaluación *in vivo* del agua de coco en perros con actividad física

Las condiciones de temperatura y alimentación fueron las mismas descritas anteriormente, la diferencia fue que este grupo de 20 perros fue sometido a actividad física de rutina desarrollada como parte del programa de entrenamiento del “Curso de Guías y Adiestramiento de Canes de Seguridad” el cual consistió en una rutina intensa de ejercicios (caminar, correr y realizar saltos de ataque) por 30 minutos.

3.7.1. Aplicación del agua de coco y obtención de las muestras

Se determinó el volumen de agua de coco a suministrar y se procedió a su administración por vía intravenosas conforme lo descrito en el punto 3.4.1. Inmediatamente se tomó una muestra de sangre en un tubo con K2-EDTA (BD Vacutainer®, USA) la cual nos sirvió de control antes de la aplicación del agua de coco. Una vez que el volumen correspondiente fue suministrado, se retiró el catéter y los animales permanecieron en observación en los caniles. Se tomaron muestras de sangre en 2 tiempos: después de 30 minutos de finalizada la aplicación del agua de coco y 24 horas después por la vena cefálica. Las muestras de sangre tomadas antes, 30 minutos y 24 horas después del tratamiento con agua de coco fueron trasladadas en una caja térmica con refrigerante al Laboratorio de Patología Clínica Veterinaria de la FMV-UNMSM.

3.7.2. Análisis y procesamiento de muestras

Se evaluó el hematocrito y los niveles de pH, Sodio (Na^+) y Cloro (Cl^-) mediante un analizador de electrolitos automatizado (ABL80 Flex, Radiometer, Dinamarca). Este equipo funciona en base a electrodos de iones específicos los cuales convierten la actividad de un ión específico disuelto en una solución en un potencial eléctrico el cual puede ser medido.

3.7.3. Monitoreo de las constantes fisiológicas

Se evaluó la temperatura mediante un termómetro de mercurio y la frecuencia respiratoria y cardíaca mediante la evaluación clínica y con ayuda de un estetoscopio. Las medidas se realizaron en los siguientes momentos: Antes de la aplicación del agua de coco (T0), a los 15 (T1), 30 (T2), 45 (T3) y 60 (T4) minutos durante la aplicación del agua de coco intravenosa; y a los 30 minutos (T5) post aplicación del agua de coco.

3.8. Análisis estadístico

Los resultados obtenidos fueron analizados mediante las siguientes pruebas estadísticas: Kolmogórov-Smirnov para verificar que los datos observados seguían una distribución normal, siendo estas variables cuantitativas continuas normales.

Se utilizó la prueba paramétrica T de Student para muestras independientes con el fin de determinar si existían diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$) en los valores de los hemogramas obtenidos del control y tratamiento en ratas y T de Student para muestras pareadas, entre los valores de los hemogramas obtenidos antes y después de la fluidoterapia en perros.

Las variables hematocrito, pH, Sodio y Cloro se midieron en 3 tiempos, por lo que fueron evaluados mediante análisis de varianza (ANOVA) para contrastar la hipótesis nula de que las medias eran iguales. En los casos donde se rechazó la hipótesis nula, se aplicó la prueba de Tukey para saber entre qué grupos se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$).

En todas las etapas de medición se obtuvieron las medias aritméticas como medida de tendencia central de las variables cuantitativas en estudio y sus respectivas desviaciones estándar como medida de dispersión.

Estos análisis fueron realizados con ayuda del paquete estadístico GraphPad Prism® 5.00 para Mac.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el caso de la evaluación *in vitro*, no se observó crecimiento bacteriano (Cuadro 1). Este resultado nos muestra dos aspectos positivos: la esterilidad del agua de coco y las medidas correctas de asepsia y antisepsia durante el proceso de extracción del agua, las cuales no alteraron su calidad microbiológica. La esterilidad del agua de coco ya había sido mencionada en la literatura, el agua de coco intacto con madurez intermedia y maduro, es estéril; y además, pueden mantener esta condición de esterilidad los cocos maduros intactos durante varios meses (Pérez-García *et al.*, 2010).

Cuadro 1. Resultados del análisis bacteriológico del agua de coco (*)

Análisis	Método	Medio de cultivo	Dilución	Número de colonias
Bacterias Mesófilas Aerobias Totales	Siembra por vertido en placa	Agar Plate Count	10^{-1}	0
			10^{-2}	0
			10^{-3}	0

*Resultados del análisis de agua proveniente de 10 cocos (*Cocos nucifera*)

Asimismo, no se detectó visualmente hemólisis en ninguna de las mezclas, lo cual nos indica que el agua de coco no provoca la ruptura de los eritrocitos y también nos sugiere que presenta una tonicidad similar al plasma y al cloruro de sodio al 0,85% (Cuadro 2). Este resultado es similar al presentado en un estudio *in vivo* realizado en terneros, donde se evaluó sangre antes y después (60 minutos) de la aplicación de 50 mL de agua de coco por vía intravenosa y no se observó hemólisis. Estos resultados fueron confirmados mediante refractometría donde se apreció semejanza entre la densidad óptica del agua de coco y el cloruro de sodio (0.85%) (Pérez-García *et al.*, 2010).

Cuadro 2. Resultados de la prueba de isotonicidad del agua de coco.

Hemólisis	Hemoglobina libre	Sangre + agua de coco	Sangre + NaCl 0,85%
No detectable visualmente	< 0,3 g/L	10	10
Detectable visualmente	≥ 0,3 g/L	0	0

En los resultados de la evaluación *in vivo* en ratas, solo se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el recuento de trombocitos (Cuadro 3). El grupo suplementado con agua de coco se encuentra por encima del valor de referencia. Las principales causas patológicas para el incremento de plaquetas son la anemia por deficiencia de hierro, inflamaciones, infecciones crónicas y neoplasias, pudiendo presentar hemorragias debido a que la mayoría de plaquetas son disfuncionales y absorben en poca cantidad multímeros del Factor von Willebrand, dando lugar a una adhesión plaquetaria anormal (Schafer, 2004). Sin embargo, las ratas no presentaban signos clínicos, ni se observaron hematomas en la necropsia, por lo que no se puede afirmar que sea una trombocitosis patológica. Tampoco se encontraron alteraciones macroscópicas en la cavidad peritoneal (zona de inoculación) que indiquen procesos inflamatorios o infecciosos.

Cuadro 3. Resultados de la evaluación hematológica en ratas albinas (Holtzman) a las 24 horas post suplementación intraperitoneal de NaCl 0.85% (control) y agua de coco (tratamiento).

Parámetro	Unidad	Control (n=10)	Tratamiento (n=10)	Valores de referencia*
Eritrocitos	(10 ⁶ /ul)	6,93 ± 0,86 ^a	6,74 ± 0,65 ^a	6,33 – 8,64
Hemoglobina	(g/dl)	15 ± 0,62 ^a	14 ± 0,64 ^a	12,09 – 15,18
Hematocrito	(%)	44 ± 1,83 ^a	43 ± 1,58 ^a	33.1 – 45.8
VCM	(fl)	58,77 ± 6,54 ^a	58,82± 3,87 ^a	52.4 – 59,9
HCM	(pg)	21,41± 2,18 ^a	21,32±1,26 ^a	15.6 – 21,2
CHCM	(g/dl)	33,27±0,07 ^a	33,26 ± 0,08 ^a	28,1 – 93.3
Leucocitos	(10 ³ /ul)	8,32 ± 3,30 ^a	9,03 ± 1,82 ^a	4,84 – 12,96
Trombocitos	(10 ⁵ /ul)	5,24 ± 3,09 ^a	9,93 ± 4,69 ^b	4,28 – 8,57

Resultados expresados en promedio ± desviación estándar.

VCM: volumen corpuscular medio, HCM: hemoglobina corpuscular media, CHCM: concentración de hemoglobina corpuscular media.

Letras diferentes en las columnas indican diferencia estadística significativa (P<0.05).

* Fuente: León et al. (2011), para ratas macho de 9 a 14 semanas de edad.

No se observaron diferencias significativas ($p>0.05$) en los parámetros en estudio antes y después de la administración intravenosa del agua de coco en perros que no realizaron actividad física (Cuadro 4). Asimismo todas las variables en estudio (hematocrito, hemoglobina, recuento total de glóbulos rojos, volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media, concentración de hemoglobina corpuscular media, recuento total de leucocitos, recuento de trombocitos) se encontraban dentro de los valores de referencia, esto nos indica que los perros se encontraban en buen estado sanitario.

Cuadro 4. Resultados de la evaluación hematológica antes y 24 horas después de finalizada la suplementación intravenosa de agua de coco en perros adultos que no realizaron actividad física.

Parámetro	Unidad	Antes	Después	Valores de referencia*
Eritrocitos	(10 ⁶ /ul)	5,84 ± 1,10 ^a	5,98 ± 1,10 ^a	5.7 – 9
Hemoglobina	(g/dl)	14,65 ± 1,49 ^a	14,85 ± 1,71 ^a	13.8 – 20.4
Hematocrito	(%)	44 ± 4,46 ^a	44,55 ± 5,13 ^a	42 – 62
VCM	(fl)	76,98 ± 10,34 ^a	76,68 ± 14,38 ^a	62.7 – 74.6
HCM	(pg)	25,62 ± 3,41 ^a	25,55 ± 1,85 ^a	20.5 – 24.8
CHCM	(g/dl)	33,28 ± 0,18 ^a	33,32 ± 0,06 ^a	31.6 – 34.4
Leucocitos	(10 ³ /ul)	13,95 ± 5,90 ^a	13,79 ± 4,10 ^a	5.8 – 20.3
Trombocitos	(10 ⁵ /ul)	2,50 ± 0,15 ^a	2,67 ± 0,15 ^a	1.73 – 4.87

Resultados expresados en promedio ± desviación estándar en base a 20 perros (n=20)

VCM: volumen corpuscular medio, HCM: hemoglobina corpuscular media, CHCM: concentración de hemoglobina corpuscular media.

Letras diferentes en las columnas indican diferencia estadística significativa (P<0.05).

*Fuente: Moritz et al. (2004).

Los perros que realizaron actividad física presentaron niveles elevados de pH en sangre (Cuadro 5). Esto podría explicarse por el ejercicio, donde se incrementa la producción de ácido láctico en los músculos (acidosis láctica sistémica) y la mayor demanda de oxígeno produce una respuesta de hiperventilación, la cual disminuye la PCO₂ (aumento del pH por hipocapnia). El pH sanguíneo final depende del balance entre la producción de ácido láctico y la hipocapnia (Latimer, Mahaffey y Prasse, 2005). Aunque la actividad física realizada por estos perros era rutinaria y de moderada intensidad, la

temperatura ambiental era relativamente alta (hasta 29°C), lo cual incrementó la respuesta de hiperventilación en los perros. Esto podría explicar la ligera alcalinización en la sangre antes de iniciar la fluidoterapia.

Cuadro 5. Resultados de la evaluación plasmática antes, 30 minutos y 24 horas después de finalizada la suplementación intravenosa de agua de coco en perros que realizaron actividad física.

Parámetro (Unidad)	Antes	30 min después	24 h después	Valores de referencia*
pH	7,63 ± 0,14 ^a	7,61 ± 0,16 ^a	7,59 ± 0,19 ^a	7,31 – 7,53
Hematocrito (%)	44,65 ± 5,63 ^a	40,6 ± 7,01 ^b	44,55 ± 5,13 ^a	41 – 58
Sodio (mmol/L)	135,7 ± 7,15 ^a	130,85 ± 8,37 ^b	128,65 ± 6,12 ^b	137 - 149
Cloro (mmol/L)	126,08 ± 4,94 ^a	124,75 ± 6,02 ^a	126,2 ± 7,29 ^a	99 - 110

Resultados expresados en promedio ± desviación estándar en base a 20 perros (n=20)

Letras diferentes en las columnas indican diferencia estadística significativa (P<0.05).

*Fuente: Campbell y Chapman, 2000.

Por otro lado, no se encontró variaciones significativas ($p>0.05$) en los valores de pH durante el tiempo de evaluación. Parece que el sistema buffer del cuerpo neutraliza eficazmente la acidez del agua de coco (Campbell-Falck *et al.*, 2000). Estos resultados fueron similares a lo presentado por Olurin *et al.*, (1972) quienes no registraron cambios en el pH a 24 horas post-infusión de 3000 ml de agua de coco durante un procedimiento quirúrgico realizado en humanos. Cabe mencionar que la restauración del volumen del líquido extracelular con fluidos bajos en cloro (como el agua de coco) puede corregir la acidosis, pero mantiene la alcalosis (Latimer, Mahaffey y Prasse, 2005).

Fue observada una disminución significativa del hematocrito ($p < 0.05$) a los 30 minutos de haber finalizado la fluidoterapia, esto puede explicarse por el aumento del volumen plasmático por acción directa del agua de coco y restableciendo su valor normal a las 24 horas gracias a los mecanismos fisiológicos de regulación hídrica. A pesar de haberse diluido el plasma, se observó que todos los perros iban directo a beber agua después de finalizar la suplementación de agua de coco intravenosa. Esto ocurre debido a que la sequedad de la boca y la mucosa esofágica pueden desencadenar la sensación de sed, a pesar de haberse restablecido la osmolalidad plasmática y el volumen sanguíneo (Guyton y Hall, 2011).

También se hallaron diferencias significativas en los niveles de sodio ($p < 0.05$), lo cual se puede atribuir a su baja concentración en el agua de coco respecto al plasma; sin embargo, en el estudio realizado por Pérez-García *et al.* (2010), el agua de coco no afectó de forma negativa la homeostasis, llevando a la normalidad los valores de sodio y potasio y favoreciendo los iones de calcio hemático. Por ello, es importante señalar que estos animales evidenciaron hiponatremia durante todo el estudio. Los perros de carrera pueden sufrir hiponatremia e hipocalemia a pesar de no sudar. Sin embargo, se desconoce cuál es el mecanismo que explica la pérdida de estos electrolitos de forma excesiva (Latimer, Mahaffey y Prasse, 2005). El ejercicio continuo en perros puede causar hiponatremia y mantener el agua del líquido extracelular con valores normales (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007), coincidiendo con nuestros resultados, donde no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) del hematocrito de perros sin actividad física ($44 \pm 4,46$) y aquellos que fueron sometidos al ejercicio ($44,65 \pm 5,63$). La hiperventilación es usada como medio de enfriamiento en perros, sin embargo, mediante este mecanismo se pierde Na^+ y NaCO_3 a través de la saliva (Latimer, Mahaffey y Prasse, 2005).

Si bien no se apreciaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en los valores de cloro, estos animales presentaron hipercloremia. Esto podría explicarse por la pérdida de NaHCO_3 a través de la orina y la hiperventilación (jadeo), eventos

que causan un incremento relativo del cloro sérico o plasmático, aunque haya un déficit de cloro corporal total en caso de deshidratación (Latimer, Mahaffey y Prasse, 2005).

El Cuadro 6 presenta los resultados de las constantes fisiológicas en perros sometidos a actividad física y suplementados con agua de coco. La frecuencia cardíaca se mantuvo dentro del rango normal durante todo el proceso; mientras que, la frecuencia respiratoria estuvo muy acelerada; finalmente, la temperatura corporal se logró normalizar recién a los 30 minutos, manteniéndose cerca al límite superior debido a la elevada temperatura ambiental del verano (hasta los 29°C). Es importante señalar que el manejo del animal y la aplicación del catéter pueden provocar cuadros de ansiedad, lo cual se manifiesta con la elevación de la frecuencia cardíaca y respiratoria en un inicio para luego reducirse progresivamente y volver a elevarse a los 30 minutos después de finalizar la fluidoterapia (unos minutos antes se le había retirado el catéter). La temperatura corporal está ligada a la frecuencia respiratoria, pues los perros utilizan el jadeo para reducir su temperatura mediante la evaporación de agua de la lengua y la inhalación de aire (Figura 7). Además, durante el ejercicio se libera la energía contráctil del músculo, la cual finalmente se convierte en calor corporal, y se aumenta el consumo de oxígeno, el cual es directamente proporcional a la cantidad de calor liberado en los tejidos corporales internos (Guyton y Hall, 2011). Una temperatura elevada y baja humedad ambiental, contribuyen a incrementar las pérdidas de agua mediante el jadeo. (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007). La temperatura corporal aumenta con el ejercicio y varía con los extremos de temperatura ambiental, porque los mecanismos termorreguladores no son perfectos (Guyton y Hall, 2011).

Por otro lado, se sabe que el potasio es el electrolito predominante en el agua de coco (Syafriani *et al.*, 2014) y que la elevación de la concentración de potasio en el líquido extracelular puede resultar en cardiotoxicidad (Wellman, DiBartola y Kohn, 2007), pudiéndose manifestar bradicardia o arritmias (Guyton y Hall, 2011). Sin embargo, estos signos no se presentaron durante el monitoreo de la frecuencia cardíaca.

Cuadro 6. Resultados de la evaluación de algunas constantes fisiológicas antes, durante y después de la suplementación intravenosa de agua de coco en perros que realizaron actividad física.

Constante fisiológica (unidad)	Tiempo (minutos)						Valores de referencia*
	Antes	Durante				Después	
		0	15	30	45		
Frecuencia cardíaca (lat/min)	93,75 ± 21,96	89,8 ± 22,49	84,5 ± 24,79	86,6 ± 26,27	83,85 ± 25,01	85,45 ± 22,16	60 – 180
Frecuencia respiratoria (resp/min)	95,95 ± 54,06	95,05 ± 46,60	81,8 ± 52,11	75,95 ± 48,29	75,3 ± 47,31	82,85 ± 48,23	10 – 30
Temperatura rectal (°C)	39,24 ± 0,52	39,16 ± 0,69	39,0 ± 0,79	38,9 ± 0,75	38,82 ± 0,63	38,88 ± 0,63	37,5 – 39,2

Resultados expresados en promedio ± desviación estándar en base a 20 perros (n=20).

*Fuente: Torrente y Bosch (2012).

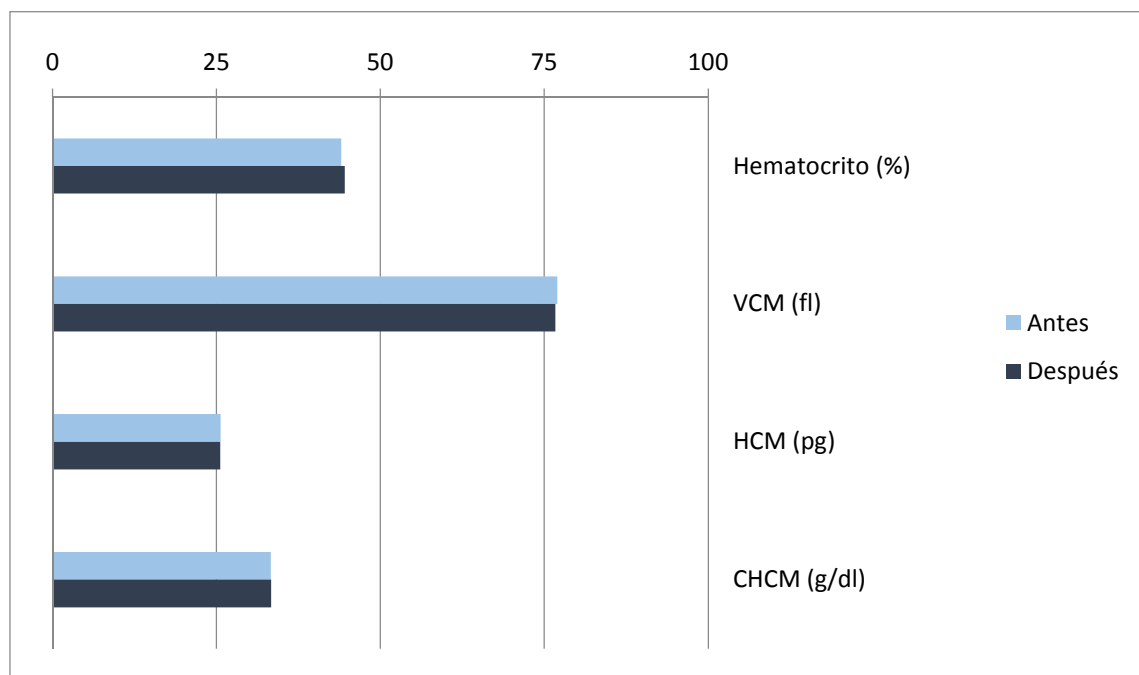
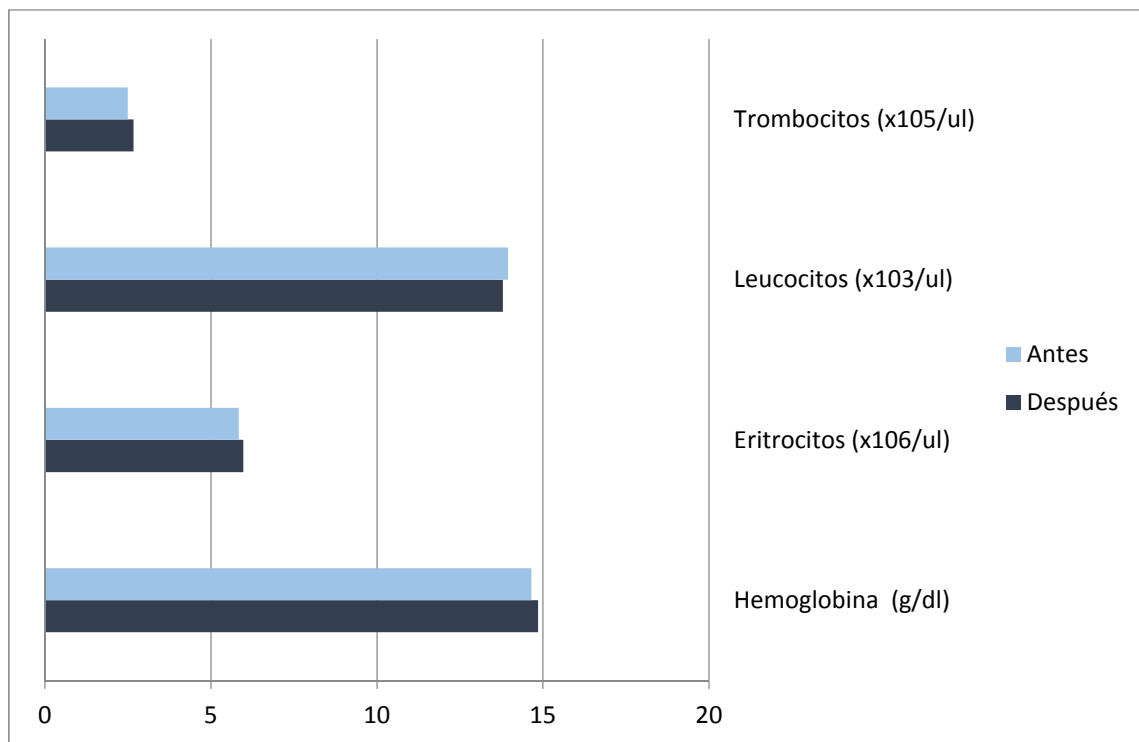


Figura 1. Efecto del agua de coco sobre los parámetros hematológicos 24 horas post- suplementación con agua de coco en perros.

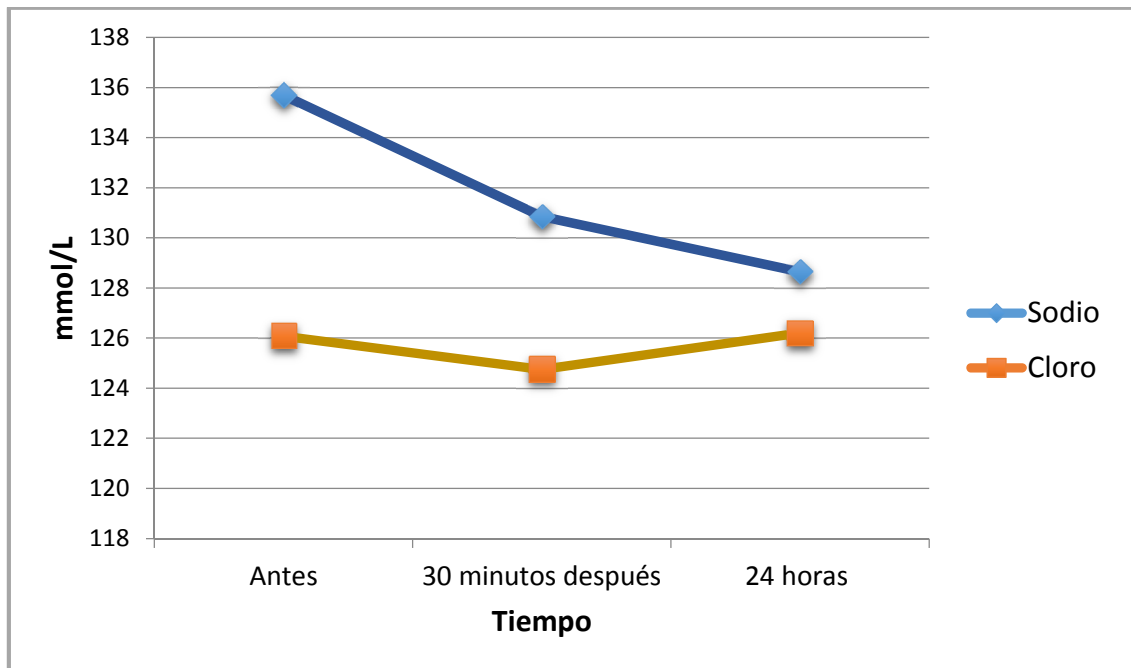


Figura 2. Efecto del agua de coco sobre los valores electrolíticos en perros adultos sometidos al ejercicio.

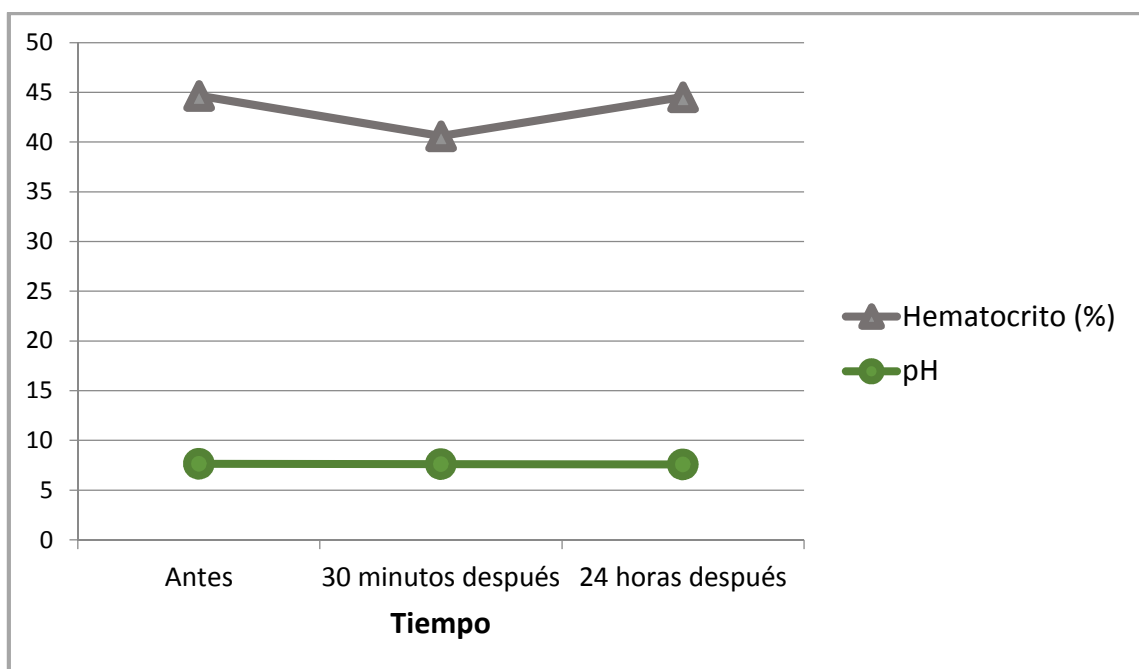


Figura 3. Efecto del agua de coco sobre el hematocrito y el pH en perros adultos sometidos al ejercicio.

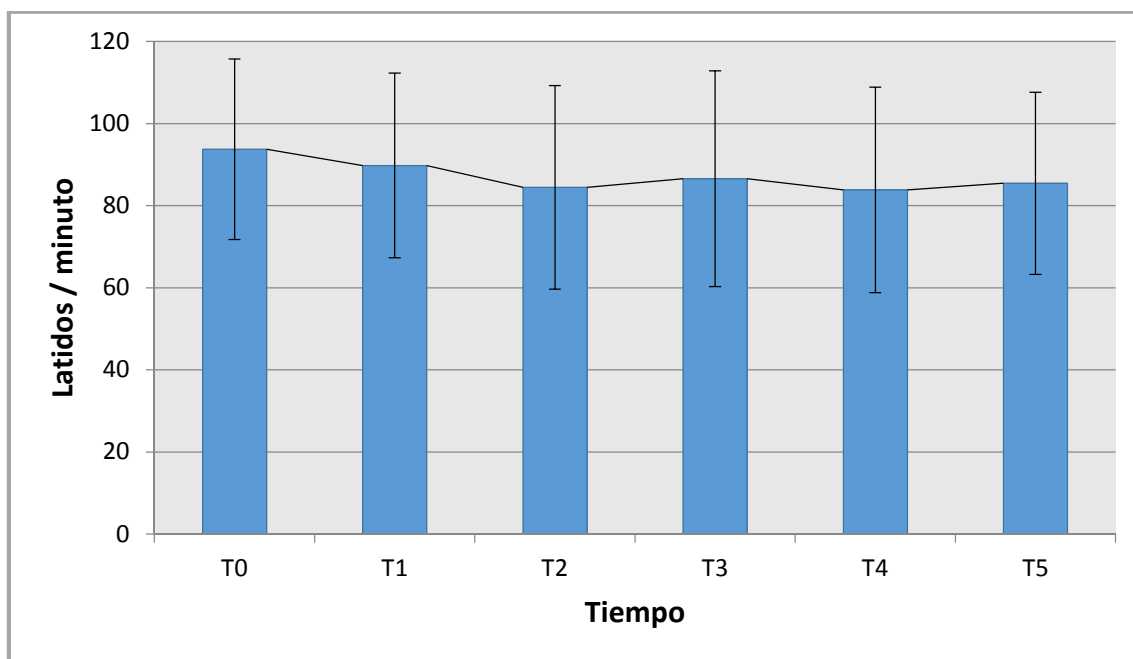


Figura 4. Variación de la frecuencia cardiaca (promedio \pm desviación estándar) durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio. Antes de la aplicación (T0), a los 15 (T1), 30 (T2), 45 (T3) y 60 (T4) minutos durante y a los 30 minutos (T5) post aplicación.

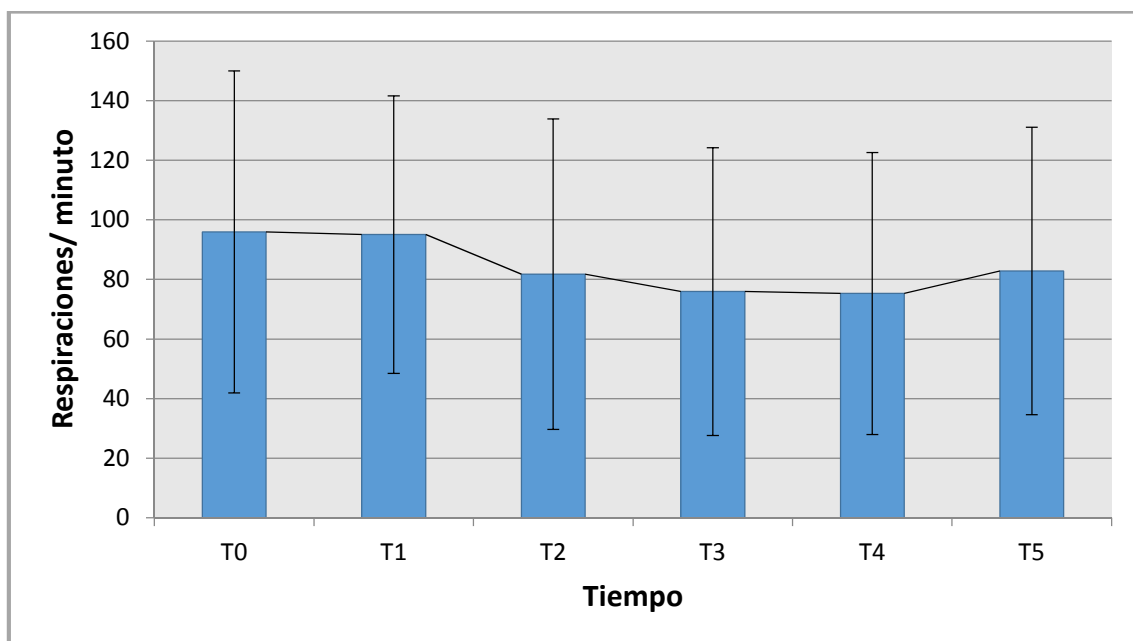


Figura 5. Variación de la frecuencia respiratoria (promedio \pm desviación estándar) durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio. Antes de la aplicación (T0), a los 15 (T1), 30 (T2), 45 (T3) y 60 (T4) minutos durante y a los 30 minutos (T5) post aplicación.

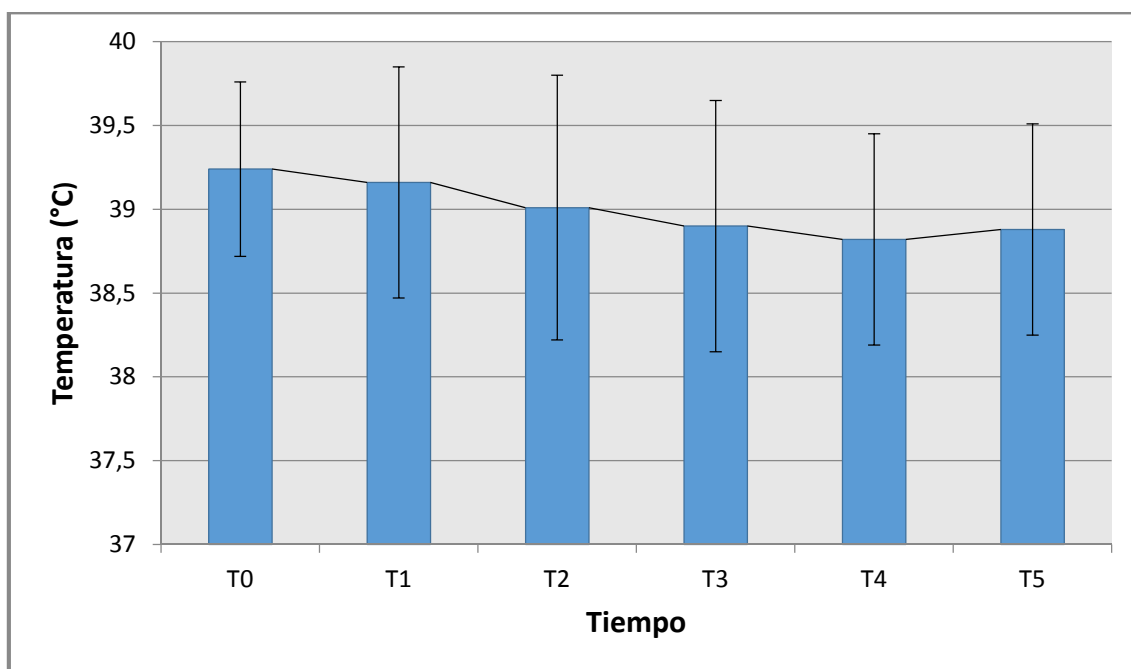


Figura 6. Variación de la temperatura rectal (promedio \pm desviación estándar) durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio. Antes de la aplicación (T0), a los 15 (T1), 30 (T2), 45 (T3) y 60 (T4) minutos durante y a los 30 minutos (T5) post aplicación.

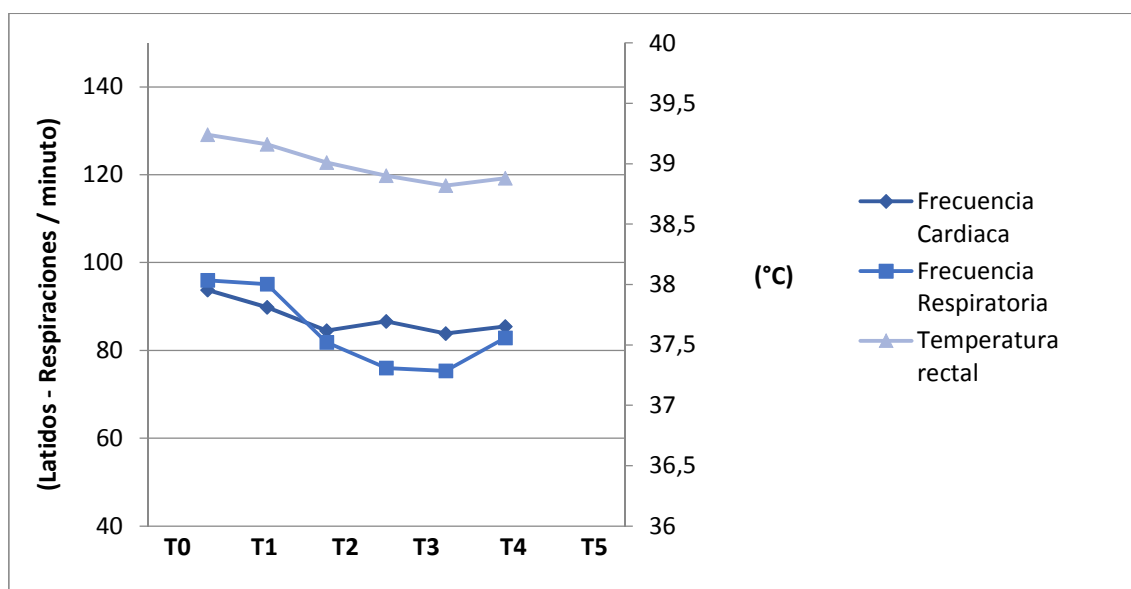


Figura 7. Relación entre las constantes fisiológicas durante la aplicación del agua de coco en perros adultos sometidos al ejercicio. Antes de la aplicación (T0), a los 15 (T1), 30 (T2), 45 (T3) y 60 (T4) minutos durante y a los 30 minutos (T5) post aplicación.

v. CONCLUSIONES

1. El agua de coco es un líquido estéril e isotónico.
2. No provocó cambios significativos a nivel sanguíneo a las 24 horas post-aplicación. No influyó en el pH ni en los niveles de cloro y redujo ligeramente los niveles de sodio.
3. Las características mencionadas indican al agua de coco como una solución eficaz y segura para ser administrada por vía intravenosa en perros.

VI. RECOMENDACIONES

1. Evaluar la composición de electrolitos en el agua de coco.
2. Evaluar las variaciones de los niveles de calcio, potasio y glucosa en sangre después de la aplicación de agua de coco.
3. Evaluar el efecto del agua de coco en pacientes con alteraciones en los niveles de potasio y calcio.

VII. LITERATURA CITADA

1. **Adams W, Bratt DE. 1992.** Young coconut water for home rehydration in children with mild gastroenteritis. Trop Geogr Med 44:149-153.
2. **Adolph EF. 1939.** Measurements of water drinking in dogs, Am J Physiol 125:75.
3. **Agudelo M, Ortega V, Olivera-Ángel M. 2014.** Efecto de la hemólisis de la muestra de sangre canina en el resultado de algunos analitos enzimáticos. Revista Biosalud 13 (1): 21-29.
4. **Ajibogun OA, Oboma YI. 2013.** Biochemical composition of coconut water: Nigeria Species.
5. **Anderson RS. 1982.** Water balance in the dog and cat. J Small Anim Pract 23:588.
6. **Arnau J, Balluerka N. 2004.** Análisis de datos longitudinales y de curvas de crecimiento. Enfoque clásico y propuestas actuales. Psicothema, 16:156-162.
7. **Anurag P, Rajamohan T. 2003.** Cardioprotective effects of tender coconut water in experimental myocardial infarction. Plants food Hum. Nutr. 58: 1 — 12.

8. **Baraona M., Sancho E. 1992.** Fruticultura especial. Fascículo 4 Coco, pejíbaye, guayaba y cas. 1° edición. San José-Costa Rica: Universidad Estatal a distancia. 120p.
9. **Benjamín M. 1991.** Manual de Patología Clínica en Veterinaria. 3° ed. México: Limusa.: 61-205p.
10. **Blood DC, Radostits OM. 1998.** Medicina veterinaria. 7° ed. México: Mc Graw Hill. 1502 p.
11. **Burger IH, Anderson RS, Holme DW. 1980.** Nutrition of the dog and cat, Oxford: Pergamon Press. 149p.
12. **Campbell A, Chapman M. 2000.** Handbook of Poisoning in dogs and cats. Oxford: Blackwell Science. 284p.
13. **Campbell-Falck et al. 2000.** The intravenous use of coconut water. Am J of Emerg Med 18 (1):108-111.
14. **Cardoso R, Silva A. y Silva L. 2005.** Use of the powdered coconut water (ACP-106®) for cryopreservation of canine spermatozoa. Anim. Reprod. [Internet], [6 marzo 2016]. Disponible en: <http://www.cbpa.org.br/pages/publicacoes/animalreproduction/issues/download/Use%20of%20the%20powdered.pdf?q=coconut-water>
15. **CEPCOCO. 2008.** Boletín informativo “Descripción, botánica y desarrollo del coco”. [Internet], [6 marzo 2016]. Disponible en: <http://www.cocomichoacan.com>.
16. **Chew RM. 1965.** Water metabolism of mammals. En: Mayer WW, Van Gelder RG: Physiologic mammalogy, vol II: Mammalian reaction to stressful environments. New York: Academic Press. p43.

17. **Cizek LJ. 1959.** Longterm observations on relationship between food and water ingestion in the dog, *Am J Physiol* 197:342.
18. **Conroy DA. 1998.** Manual de métodos y técnicas de laboratorio de uso común en la hematología pisciaria. Universidad Nacional de Santa, Facultad de Ciencias, Departamento de Biología, Microbiología y Bacteriología, Venezuela. 25p.
19. **Coronel C. 2003.** Agua de coco: una solución alternativa en la terapia de rehidratación oral. *Revista mexicana de pediatría* Vol 70 Número 3. May-Jun p 118-122. Disponible en: http://dr-martins.com/wp-content/uploads/2015/07/2003_aqua-de-coco_una-s.pdf
20. **DeSilva CC, Perera PM, Dias AP. 1959.** Coconut water. *Pediatrics Int* 9:225.
21. **Edelman IS, Leibman J. 1959.** Review: anatomy of body wáter and electrolytes, *Am J Med* 27:256.
22. **Eiseman B. 1954.** Intravenous infusion of coconut water. *AMA Arch Surg* 68:167-178.
23. **Farias D, Mariz J, Silva P, Medeiros V, Filho R, Carvalho M, Araújo-Filho I, Rêgo A, Azevedo I, Medeiros A. 2013.** Volume replacement with coconut water in rats with hemorrhagic shock. *Journal of Surgical and Clinical Research* 4: 35-44.
24. **Feldman BF, Sink CA. 2008.** Practical transfusion medicine for small animal practitioner. USA: Teton New Media. 140p.
25. **[FHIA] Fundación Hondureña de Investigación Agrícola. 2008.** Manual técnico del cultivo del cocotero (*Cocos nucífera*). Honduras: FHIA.

26. **Fife B. 2005.** Coconut cures. Preventing and treating common health problems with coconut. USA: Colorado Spring. 256p.
27. **Goh YI, Koren G. 2008.** Folic acid in pregnancy and fetal outcomes. J Obstet Gynaecol 28:3-13.
28. **Goldsmith HS. 1962.** Coconut water for intravenous therapy. Brit J Surg 49:421-422.
29. **Gutiérrez AJ, Palacios MM, Jiménez CJA y Ramírez GJA. 2006.** Agua de coco, Opuntia sp, leche y sus combinaciones para criopreservar semen ovino. Arch Zootec 55: 97-100.
30. **Guyton A, Hall J. 2011.** Tratado de fisiología médica. 12° ed. España: El Sevier, 1092 p.
31. **Haskins SC. 1984.** Fluid and electrolyte therapy, Compend Contin Educ Pract Vet 6:244.
32. **INFOAGRO. 2006.** Variedades de Coco en el mundo. [Internet]. Disponible en: <http://www.infoagro.com>
33. **Iqbal QM. 1976.** Direct infusion of coconut water. Med J Malaysia 30:221-223.
34. **Jackson JC, Gordon A, Wizard, G, Mc Cook K, Rolle R. 2004.** Changes in chemical composition of coconut (*cocos nucifera* L.) water during maturation of the fruit. J Sci food Agric 54:1049-1052.
35. **Jean WHY, Liya GE, Yan FN, Swee NT. 2009.** The chemical composition and biological properties of coconut (*cocos nucifera* L.) water. Molecules 14:5144–5164.

36. **Kohn K, DiBartola S. 2000.** Composition and distribution of body fluids in dogs and cats. En DiBartola S, ed. Fluid therapy in small animal practice. 2a ed. Philadelphia: WB Saunders. 611p.

37. **Koushanpour E, Kriz W. 1986.** Renal physiology: principles, structure, and function. New York: Springer-Verlag.

38. **Kuberski T. 1979.** Coconut water as a rehydration fluid. N Z Med J 90:98-100.

39. **Latimer K, Mahaffey E y Prasse K. 2005.** Duncan & Prasse's Veterinary Laboratory Medicine Clinical Pathology. 5° ed. Usa: Wiley-Blackwell. 609p.

40. **Lewis LD, Morris ML. 1987.** Small animal clinical nutrition. Topeka: Mark Morris Associates.

41. **León A., Blanco D., Peña A., Ronda M., González B., Arteaga M., Bada A., González Y., Mancebo A. 2011.** Valores hematológicos y bioquímicos de las ratas Sprague Dawley Producidas en CENPALAB, Cenp: SPRD. REDVET – Rev. Electrón. Vet. [Internet], [10 abril 2017]. Disponible en: <https://recyt.fecyt.es//index.php/REDVET/article/view/14779>

42. **Mahaffey E. 2005.** Control de calidad, pruebas de validez y valores de referencia. En: Latimer K, Mahaffey E. y Prasse K. Duncan & Prasse's Patología clínica veterinaria. 4° ed. EEUU: Multimedica Ed. Vet. 407-419p.

43. **Msengi AE, Mbise RL, Msuya PM, et al. 1985.** The biochemistry of water from unripe coconuts obtained from two localities in Tanzania. East Afr Meal J 62:725-729.

44. **Monteagudo A, Huamán M. 2010.** Catálogo de los árboles y afines de la Selva Central del Perú. *Arnaldoa* 17(2): 203 - 242, 2010. ISSN: 1815 – 8242. Disponible en: http://www.rainfor.org/upload/publication-store/itm_26/Monteagudo.pdf
45. **Moritz A, Fickenschner Y, Meyer K, Failing K, Weiss D. 2004.** Canine and feline hematology reference values for ADVIA 120 hematology system. *Vet Clin Pathol* 33:32-38.
46. **Morris ML, Collins DR. 1967.** A new solution to the problem of anorexia. *Vet Med Small Anim Clin* 62:753.
47. **Morris ML, Collins DR. 1967.** Anorexia in the dog. *Vet Med Small Anim Clin* 62:753.
48. **Moulton CR. 1923.** Age and chemical development in mammals. *J Biol Chem.* 57:79.
49. **Muir WW, Di Bartola SP. 1983.** Fluid therapy. En Kirk RW. *Current veterinary therapy*. 8° ed. Philadelphia: WB Saunders. p28.
50. **Murcia-Mena ER. 2010.** Evaluación de la calidad microbiológica del agua de coco envasada en presentación de un litro, registrada y comercializada en el distrito N° 2 del área metropolitana de San Salvador. Tesis de Químico Farmacéutico. San Salvador: Universidad de El Salvador. 153p.
51. **Neto UF, Franco L, Tabacow K, et al. 1993.** Negative findings for use of coconut water as an oral rehydration solution in childhood diarrhea. *J Amer Coll Nutr* 12:190-193.
52. **Nunes JF. 1993.** El agua de coco como diluyente del semen caprino. *Revista Científica FCVLUZ* 3: 269-272.

53. **Núñez R. 2010.** Estudio tecnológico del componente Fibra de dos variedades de Coco Enano (*Cocos nucifera*) de los distritos de Lamas, Tarapoto y Pucacaca en la Región San Martín. Tesis de Ingeniero Agroindustrial. Tarapoto. Univ. Nac. de San Martín. 127p.
54. **O'Connor WJ, Potts DJ. 1988.** Kidneys and drinking in dogs. En: Michell AR. Renal disease in dogs and cats: comparative and clinical aspects. Oxford: Blackwell Scientific. p 30.
55. **O'Connor WJ. 1975.** Drinking by dogs during and after running, J Physiol 250:247.
56. **Olurin EO, Durowoju JEO, Bassir O. 1972.** Intravenous coconut water therapy in surgical practice. West Afr Med J 21:124-131.
57. **Orwa C, Mutua A, Kindt R, Jamnadass R, Anthony S. 2009.** Agroforestry Database: a tree reference and selection guide version 4.0. Disponible en: http://www.worldagroforestry.org/treedb/AFTPDFS/Cocos_nucifera.PDF
58. **Pérez-García C, Benítez R, Cuesta M, Silveira E. 2010.** Utilización del agua de coco por vía intravenosa como terapia alternativa en la deshidratación en terneros. REDVET Rev electrón vet. Vol. 11, Nº 03B, Marzo/2010. Disponible en: http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n030310B/0310B_TL05.pdf
59. **Peters JP. 1948.** The role of sodium in the production of edema, N engl J Med 239:353.
60. **Pradera ES, Fernandez E, Calderin O. 1942.** Coconut water, a clinical and experimental study. Amer J Dis Child 64:977-995.

61. **Prades A, Dornier M, Diop N, Pain J. 2012.** Coconut water preservation and processing: a review. *Fruits* 67: 157-171.
62. **Prentiss PG, Wolf AV, Eddy HA. 1959.** Hydropenia in cat and dog. Ability of the cat to meet its water requirements solely from a diet of fish or meat. *Am J Physiol* 196:625.
63. **Pue AG, Rivu W, Sundarrao C, Singh K. 1992.** Preliminary studies on changes in coconut water during maturation of the fruit, *Sci. New Guin.* 18:81–84.
64. **Pumer S, Hail P, Maleck W, Petroianu G. 2001.** Influence of coconut water on hemostasis. *Am J Emerg Med* 19:287-289.
65. **Rajasuriya K, Hamza MHM, Selvaratnam S. 1954.** *Ceylon Med J.* 2:251.
66. **Ramalho M. 2005.** Avaliação do diluente ocular a base de água de coco na forma em pó, para as vacinas contra o vírus da bronquite infecciosa das galinhas, doença de Newcastle e doença infecciosa da bolsa pela mensuração da resposta imune humoral em frangos de corte. Tesis de Magíster en Ciencias Veterinarias. Ceará: Univ. Est. do Ceará. 113p.
67. **Richter EM, Jesus DP, Muñoz RA, Lago CL, Angnes L. 2005.** Determination of anions, cations, and sugars in coconut water by capillary electrophoresis. *J Braz Chem Soc* 16:1134-1139.
68. **Robertson GL, Shelton RL, Athar S. 1976.** The osmoregulation of vasopressin, *Kidney Int* 10:25.
69. **Robertson GL. 1983.** Thirst and vasopressin function in normal and disordered states of water balance. *J Lab Clin Med* 101:351.

70. **Robinson EA, Adolph EF. 1943.** Pattern of normal water drinking in dogs. *Am J Physiol* 139:39.
71. **Rojas I, Castro M, Chacón L, De Pablos J, López N, Urbina-Medina H. 2009.** Hidratación parenteral. *Arch Venez Puer Ped* 72(4):154-156.
72. **Rose BD. 1984.** Clinical physiology of acid-base and electrolyte. New York: McGraw-Hill.
73. **Santoso U, Kubo K, Ota T, Tadokoro T, Maekawa A. 1996.** Nutrient composition of kopyor coconuts (*Cocos nucifera* L.), *Food Chem* 57: 299-304.
74. **Sainz L, García de Osma JL, Compaire C. 1983.** Métodos eutanásicos especialmente recomendados en los animales de laboratorio. En: Instituto de Investigaciones Agrarias. Animales de Laboratorio. Madrid. 253-258p.
75. **Schafer A. 2004.** Thrombocytosis. *N Engl J Med* 350 (12):1211-1219.
76. **Schrier RW. 1988.** Pathogenesis of sodium and water retention in high-output and low-output cardiac failure nephrotic syndrome, cirrhosis, and pregnancy, *N engl J Med* 319 (17):1127-34.
77. **Seefeltdt SL, Chapman TE. 1979.** Body water content and turnover in cats fed dry and canned rations. *Am J Vet Res* 40(2):183-185.
78. **Sunoto. 1987.** Home prepared oral rehydration solution. *Pediatr Indones* 27(11-12):237-250.
79. **Syafriani R, Yulinah E, Apriantono T, Iskendarso J. 2014.** The Effect of Coconut Water (*Cocos nucifera* L.) and An Isotonic Drink on The Change of Heart Rate Frequency in The Rats Induced Hypertension.

80. **Thampan PK, Rethinam P. 2004.** Coconut products for health and medicine, Indian Coconut J 35: 6–15.
81. **Torrente C, Bosch L. 2012.** Medicina de urgencia en pequeños animales. España: Servet. 360p.
82. **Trejo CA, Meza VVM, Antonio EC, Coteria RJ, Antonio-Cisneros CM. 2013.** Agua de coco (*Cocus nucifera*) como diluyente para semen fresco de conejo en la inseminación artificial. Arch Zootec. [Internet], [6 marzo 2016] Disponible en: http://scielo.isciii.es/scielo.php?pid=S0004-05922013000200017&script=sci_arttext
83. **Uphade BK, Shelke SS, Thorat DG. 2008.** Studies on some physico-chemical characteristics of coconut water near sugar and chemical factory, Kopergaon (M.S.), Int J Chem Sci 6:2052–2054.
84. **Weiser G. 1995.** Tecnología Hematológica para el diagnóstico de anemias. En: Bonagura ed. Terapéutica Veterinaria de pequeños animales. 12° ed. México: Interamericana - Mc Graw Hill. p 475-481.
85. **Wellman M, DiBartola S y Kohn C. 2007.** Fisiología aplicada de los fluidos corporales en perros y gatos. En: DiBartola S, ed. Fluidoterapia, electrolitos y desequilibrios acido- base en pequeños animales. 3a ed. España: Multimédica Ediciones Veterinarias. 720p.
86. **Yartey J, Mphil, Harisson E. 1993.** Carbohydrate and electrolyte content of some home available fluids used for oral rehydration in Ghana. J Trop Pediat 39:234-237.
87. **Ynaraja E. 2011.** Fluidoterapia en Perros y Gatos. Notas clínicas para urgencias y cuidados intensivos. Disponible en: <http://www.norvet.com.mx/Memorias2011/Fluidoterapia%20-%20UCI.pdf>

VI. APÉNDICE

Anexo 1. Composición del agua de coco.

GRAVEDAD ESPECÍFICA	pH	Na+	K+	Ca+	Cl-	FUENTE
		(mmol/L)				
-	5,08	21	46,26	2,095	5,08	Determinación realizada en el ABL80 Flex, Radiometer, Dinamarca
-	5,6	13,49	91,03	11,48	-	Pue <i>et. al</i> , 1992 (Malayan Dwarf x Rennell Tall)
-	5,2	6,92	65,2	7,81	-	Santoso <i>et. al</i> , 1996 (Malayan Tall)
-	5,1	20,88	63,16	9,98	30,47	Thampan <i>et. al</i> , 2004
-	-	1,78	41,93	4,54	36,96	Richter <i>et. al</i> , 2005
-	-	19,75	69,81	11,9	-	Uphade <i>et. al</i> , 2008
1,018	-	5	64	17	45,5	Pradera, 1942
-	5,6	4,2	53,7	9	57,6	Eiseman, 1954
1,020	4,8	-	38,2	14,5	21,3	Rajasurya, 1954
1,020	4,9	-	-	-	-	DeSilva, 1959
1,020	5,6	0,7	81,8	3,6	38,6	Olurín, 1972
1,019	4,8	5	49	12	63	Iqbal, 1976
-	-	4	35,1	13,1	41	Kuberski, 1979
1,023	6	2,9	49,9	5,3	-	Msengi, 1985

Anexo 2. Valores plasmáticos normales en perros adultos sanos.

Gravedad específica	pH	Sodio (mmol/l)	Potasio (mmol/l)	Calcio (mg/dl)	Cloro (mmol/l)	Fuente
1,027	7,31 – 7,53	137 - 149	3,7 – 5,6	8,7 – 11,8	99 – 110	(Campbell y Chapman,2000)
-	7.31 – 7.42	142 – 152	3.9 – 5.1	9.1 – 11.7	110 – 124	(Mahaffey, 2005)
-	-	145	4	10	110	(Di Bartola, 2007)

Anexo 3. Grados de deshidratación.

GRADO DE DESHÍDRATACION	CARACTERISTICAS	PRUEBA DEL PELLIZCO
Menos de 5%	No es detectable en condiciones normales.	—
5%- 6%	Pérdida de elasticidad cutánea	2 – 4 seg.
6% - 8%	Pérdida de elasticidad cutánea, mucosas seca, globos oculares hundidos, aumento del tiempo de llenado capilar	6 – 10 seg.
10-12%	Pérdida de elasticidad cutánea con pellizco cutáneo persistente, aumento del tiempo de llenado capilar, mucosas con aspecto seco, globos oculares hundidos, signos de shock, taquicardia, Extremidades frías, pulso rápido y friante.	12 -15 seg.
12-15%	Signos inequívocos de shock con muerte inminente	20 -45 seg.

Fuente: Blood y Radostis, 1998.

Anexo 4. Cocotero con cocos amarillos, Satipo (Junín – Perú).



Anexo 5. Cocotero con cocos verdes, Satipo (Junín – Perú).



Anexo 6. Coco verde adquirido en el Mercado Mayorista N°2 de Frutas en el Distrito de San Luis (Lima, Perú).



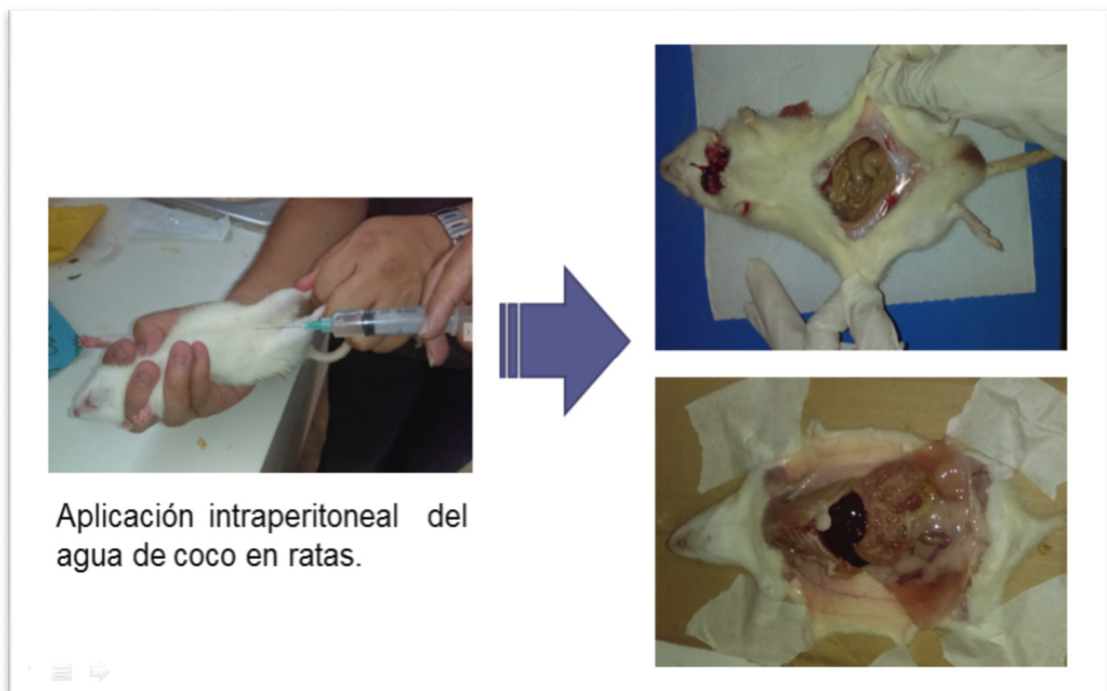
Anexo 7. Corte a nivel del polo germinal.



Anexo 8. Evaluación *in vitro* del agua de coco.



Anexo 9. Evaluación *in vivo* del agua de coco en ratas.



Anexo 10. Extracción y aplicación intravenosa del agua de coco en perros del Hospital Central Veterinario del Ejército. 2a. Exposición del endocarpio. 2b. Punción del poro germinal funcional. 2c y 2d. Recolección del agua de coco en una bolsa estéril. 2e. Aplicación intravenosa del agua de coco en un perro.

